



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Prevalencia de helmintiasis gastrointestinal en cuyes
(*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial en el
distrito de Matahuasi, provincia de Concepción,
Junín**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Walter Humberto Augusto RIOS ZAMBRANO

ASESOR

Mg. Amanda Cristina CHÁVEZ VELÁSQUEZ DE GARCÍA

Lima, Perú

2018



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Rios W. Prevalencia de helmintiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2018.



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **lunes 10 de diciembre de 2018**, a las **11:00 horas**, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° 0262-EPMV/FMV-2018, integrado por los siguientes profesores:

MV. Dr. Fidel Francisco Suárez Aranda	Presidente del Jurado
MV. Mg. Amanda Cristina Chávez Velásquez	Asesor de la Tesis
MV. Eva Consuelo Casas Astos	Miembro del Jurado
MV. Mg. Ronald Jiménez Aliaga	Miembro del Jurado

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Don: **RÍOS ZAMBRANO, WALTER HUMBERTO AUGUSTO** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

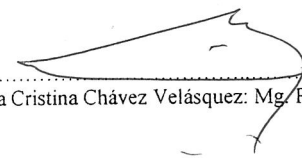
“PREVALENCIA DE HELMINTIASIS GASTROINTESTINAL EN CUYES (*Cavia porcellus*) DE CRIANZA FAMILIAR-COMERCIAL EN EL DISTRITO DE MATAHUASI, PROVINCIA DE CONCEPCIÓN, JUNÍN”,

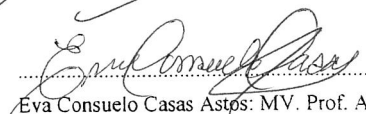
Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria de la Asesora de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECIOCHO (18)**.

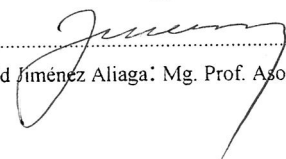
Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **12:10 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:


Fidel Francisco Suárez Aranda: Dr. Prof. Principal, T.C.


Amanda Cristina Chávez Velásquez: Mg. Prof. Principal, D.E.


Eva Consuelo Casas Astos: MV. Prof. Asociado, T.C.


Ronald Jiménez Aliaga: Mg. Prof. Asociado D.E.



DEDICATORIA

Dedico este estudio a Dios, por haber sido el motor en mi vida para seguir adelante y cumplir mis sueños. A mi familia que siempre me ha apoyado y en especial a mi madre que me enseñó a nunca rendirme y siempre avanzar.

AGRADECIMIENTO

A la doctora Amanda Chávez, mi asesora, por toda su paciencia, enseñanzas, correcciones y consejos durante todo este proceso.

A la doctora Rosita, por su asesoramiento y ayuda durante la redacción de este proyecto.

A Fiorella, Claudia y Danika por todos los años de amistad que tenemos, los buenos momentos que hemos pasado juntos y todos los consejos que me han dado.

A mis amigos del laboratorio Deisy, Elisabeth, Monica, Adheli, Ruth, Andrea y Steven porque de cada uno aprendí mucho.

A los productores de la “Asociación de criadores de animales menores de Matahuasi” por la facilidad que me dieron para la toma de las muestras.

INDICE

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
LISTA DE CUADROS.....	v
LISTA DE FIGURAS	vi
ANEXOS.....	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. Características generales del cuy.....	4
2.2. Antecedentes históricos	5
2.3. Clasificación Taxonómica	6
2.4. Importancia del cuy.....	7
2.5. Sistemas de Crianza	8
2.5.2. Crianza Familiar – Comercial (semi-intensivo)	9
2.5.3. Crianza Comercial (Intensiva)	10
2.6. Etapas productivas	10
2.6.1. Cría o Recría I.....	10
2.6.2. Recría II o engorde	11
2.7. Factores Predisponentes de Enfermedades Parasitarias	11
2.8. Situación mundial de la helmintiasis gastrointestinal en cuyes.....	12
2.9. Helmintiasis gastrointestinal en cuyes en Perú.....	14
2.10. Principales helmintos gastrointestinales que afectan la producción del cuy.....	16
A. PHYLUM NEMATHELMINTHES:	16
2.10.1. Infección por el género <i>Trichostrongylus</i>	16
2.10.1.1. Hospederos	16
2.10.1.2. Clasificación Taxonómica	17
2.10.1.3. Morfología:.....	17
2.10.1.4. Ciclo Biológico.....	19
2.10.1.5. Signos Clínicos, Patogenia y Lesiones.	21
2.10.2. Infección por <i>Capillaria</i> spp.	21
2.10.2.1. Clasificación Taxonómica:	21
2.10.2.2. Distribución geográficas y hospederos:	22
2.10.2.3. Morfología.....	22
2.10.2.4. Ciclo Biológico.....	23
2.10.2.5. Signos, Patogenia y Lesiones	24
2.10.3. Infección por <i>Paraspidodera uncinata</i>	24
2.10.3.1. Clasificación Taxonómica:	24
2.10.3.2. Distribución geográficas y hospederos	24

2.10.3.3. Morfología:	25
2.10.3.4. Ciclo Biológico	27
2.10.3.5. Signos, Patogenia y Lesiones	28
2.10.4. Infección por el género <i>Trichuris</i> .	28
2.10.4.1. Clasificación Taxonómica:	29
2.10.4.2. Distribución Geográfica y hospederos:	29
2.10.4.3. Morfología:	29
2.10.4.4. Ciclo de Vida:	32
2.10.4.5. Signos, Patogenia y Lesiones.	33
2.10.5. Infección por el género <i>Passalurus</i>	34
2.10.5.1. Clasificación Taxonómica	35
2.10.5.2. Distribución geográfica y hospederos	35
2.10.5.3. Morfología	35
2.10.5.4. Ciclo de Vida	36
2.10.5.5. Signos, Patogenia y Lesiones.	37
B. PHYLUM PLATHELMINTHES	38
B.1. TREMATODOS	38
B.2. CÉSTODOS	39
2.11. Diagnóstico de la helmintiasis gastrointestinal.	40
2.12. Tratamiento, Control y Prevención	44
III. MATERIALES Y MÉTODOS	46
3.1. Lugar y tiempo de estudio.	46
3.2. Material Experimental	46
3.3. Tamaño de muestra	47
3.4. Experimento	47
3.4.1. Obtención de muestras	47
3.4.2. Procesamiento de muestras	47
3.5. Análisis de datos	48
3.5.1. Prevalencia	48
3.5.2. Carga parasitaria (número promedio de parásitos por animal)	48
3.5.3. Coeficiente Kappa	48
3.5.4. Sensibilidad y Especificidad	49
IV. RESULTADOS	50
V. DISCUSIÓN	58
VI. CONCLUSIONES	65
VII. RECOMENDACIONES	66
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICA	67
VIII. APENDICE	77

RESUMEN

El objetivo del estudio fue estimar la prevalencia de helmintiasis gastrointestinal en cuyes de producción familiar–comercial del distrito de Matahuasi, provincia Concepción, Junín. Asimismo, determinar los géneros y/o especies de helmintos gastrointestinales; carga y tipo de parasitismo (monoparasitismo, biparasitismo o poliparasitismo), grado de concordancia entre el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* vs las técnicas coprológicas y la sensibilidad/especificidad de las técnicas coprológicas en el diagnóstico de la helmintiasis gastrointestinal en cuyes. Se adquirieron 262 tractos gastrointestinales de centros de acopio de cuyes del distrito de Matahuasi, bajo el sistema de crianza familiar-comercial, entre enero a marzo del 2017. Cada tracto gastrointestinal adquirido fue inmediatamente ligado en puntos estratégicos a fin de analizar individualmente los siguientes órganos: estómago, intestino delgado e intestino grueso, así como muestras fecales obtenidas del recto. El procesamiento de muestras se realizó mediante el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* y técnicas coprológicas complementarias (Flotación y Dennis modificado) en el laboratorio de Microbiología y Parasitología-Sección Parasitología de la FMV-UNMSM. Los helmintos colectados fueron sometidos a procesos de aclaramiento con alcohol-fenol para su identificación morfológica y cuantificación de la carga parasitaria. Se encontró una alta prevalencia de helmintos gastrointestinales de $82.8 \pm 4.6\%$, donde fueron identificados *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axei* y *Trichuris* spp. con porcentajes de 74, 34, 6.1 y 3.4% respectivamente. El número promedio de helmintos por animal fue 24.7, donde *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axei* y *Trichuris* spp. mostraron promedios de 23.5, 8.7, 1.2 y 1.2 respectivamente. Asimismo, entre los tipos de parasitismo el monoparasitismo (50.4%) fue el más frecuente, seguido del biparasitismo (30.2%). Por otro lado, al evaluar el grado de concordancia entre las técnicas coprológicas halló valores de Kappa (K) igual a 0.19 y 0.13 indicando que fue del tipo pobre. Adicionalmente se determinó la sensibilidad y especificidad de las técnicas de flotación y Dennis modificado, hallándose sensibilidades (39.6, 29.5%) y especificidades (89.9, 93.3%) respectivamente.

Palabras Claves: Prevalencia, *Cavia porcellus*, helmintiasis, gastrointestinal.

ABSTRACT

The objective of the study was to estimate the prevalence of gastrointestinal helminthiasis in guinea pigs of family production -commercial district of Matahuasi, Concepción province, Junín. Also, determine the genera and / or species of gastrointestinal helminths; load and type of parasitism (monoparasitism, biparasitism or poliparasitism), degree of agreement between the differential count of parasites to post mortem examination vs coprological techniques and the sensitivity / specificity of coprological techniques in the diagnosis of gastrointestinal helminthiasis in guinea pigs. 262 gastrointestinal tracts were acquired from guinea pig collection centers in the district of Matahuasi, under the family-commercial raising system, from January to March 2017. Each acquired gastrointestinal tract was immediately linked at strategic points in order to individually analyze the following organs: stomach, small intestine and large intestine, as well as fecal samples obtained from the rectum. Sample processing was performed by differential parasite count for post mortem examination and complementary coprological techniques (Flotation and modified Dennis) in the laboratory of Microbiology and Parasitology-Parasitology Section of the FMV-UNMSM. The collected helminths were subjected to alcohol-phenol clearance processes for their morphological identification and quantification of parasitic load. A high prevalence of gastrointestinal helminths of $82.8 \pm 4.6\%$ was found, where *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axei* and *Trichuris* spp. with percentages of 74, 34, 6.1 and 3.4% respectively. The average number of helminths per animal was 24.7, where *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axi* and *Trichuris* spp. showed averages of 23.5, 8.7, 1.2 and 1.2 respectively. Likewise, among parasitism types, monoparasitism (50.4%) was the most frequent, followed by biparasitism (30.2%). On the other hand, when evaluating the degree of concordance between the coprological techniques, he found Kappa (K) values equal to 0.19 and 0.13 indicating that he was of the poor type. Additionally, the sensitivity and specificity of the modified flotation and Dennis techniques were determined, with sensitivities (39.6, 29.5%) and specificities (89.9, 93.3%) respectively.

Key words: Prevalence, *Cavia porcellus*, helminthiasis, gastrointestinal.

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1:	Parámetros biológicos de la carne de cuy (Bustamante y Bustamante, 2009)	8
Cuadro 2:	Estudios sobre helmintiasis gastrointestinal en el Perú entre 2010 y 2017	15-16
Cuadro 3:	Morfometría de los huevos de <i>Paraspidodera uncinata</i>	26
Cuadro 4:	Claves morfológicas para la identificación de huevos de los helmintos gastrointestinales que afectan la producción de cuyes.....	42
Cuadro 5:	Claves morfológicas para la identificación helmintos gastrointestinales adultos que afectan la producción de cuyes.	43
Cuadro 6:	Prevalencia por especies de helmintos y cargas parasitarias en 262 cuyes mediante el recuento diferencial de parásitos al examen <i>post mortem</i> en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción – Junín, 2018.....	50
Cuadro 7:	Tipo de Parasitismo en 217 cuyes parasitados, según especies de helmintos hallados, en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín, 2018.....	51
Cuadro 8:	Especies y formas parasitarias identificadas con las técnicas coprológicas (Flotación con “Sheather” y Dennis Modificado) y el recuento diferencial de parásitos al examen <i>post mortem</i> . En el distrito de Matahuasi, Provincia de Concepción – Junín, 2018.....	52
Cuadro 9:	Determinación del grado de concordancia mediante el índice Kappa entre las técnicas coprológicas con el Recuento diferencial de parásitos al examen <i>post mortem</i> en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción. Junín, 2018.....	52
Cuadro 10:	Determinación de la Sensibilidad y Especificidad de las técnicas coprológicas en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción. Junín, 2018.....	52

LISTA DE FIGURAS

Figura 1:	Especies del género <i>Cavia</i> : a) <i>C. porcellus</i> , b) <i>C. aperea</i> , c) <i>C. tschudii</i> , d) <i>C. magna</i>	5
Figura 2:	<i>Trichostrongylus axei</i> , Espículas (Fuente: Quiroz, 2010)	18
Figura 3:	<i>Trichostrongylus colubriiformis</i> , Espículas. (Fuente: Quiroz, 2010) ...	18
Figura 4:	Ciclo biológico de <i>Trichostrongylus</i> spp. en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). Adaptado de Bowman (2014)	20
Figura 5:	<i>Capillaria</i> spp. Adulto (Fuente: Roger, 2007)	22
Figura 6:	Ciclo biológico de <i>Capillaria</i> spp. en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). Adaptado de Vargas (2013)	23
Figura 7:	<i>Paraspidodera uncinata</i> . 6a Extremo anterior. 6b Extremo posterior (macho). 6c Extremo posterior (hembra). (Fuente: Rossin <i>et al.</i> , 2004).....	26
Figura 8:	Ciclo biológico de <i>Paraspidodera uncinata</i> en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). (Fuente: Vargas <i>et al.</i> , 2013).....	27
Figura 9:	<i>Trichuris gracilis</i> . a) Región vulvar; b) Región posterior de la hembra. (Fuente: Skrjabin y Shikhobalova, 1970).....	31
Figura 10:	<i>Trichuris leporis</i> . a) Vaina espicular del macho; b) Extremo caudal del macho. (Fuente: Skrjabin y Shikhobalova, 1970)	32
Figura 11:	Ciclo biológico de <i>Trichuris</i> spp. en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). (Fuente: Vargas <i>et al.</i> , 2013)	33

Figura 12: <i>Passalurus</i> spp. 19a vista ventral de extremo anterior. 19b vista lateral del extremo posterior del macho. 19c vista lateral del extremo posterior de la hembra. (Fuente: Quiroz, 2010).....	36
Figura 13: Huevos de helmintos encontrados mediante las técnicas coprológicas de Flotación de Sheather y Sedimentación de Dennis Modificado.....	54
Figura 14: Características morfológicas de <i>Trichostrongylus axei</i> :	55
Figura 15: Característica morfológicas de <i>Capillaria</i> spp.....	55
Figura 16: Características morfológicas de <i>Paraspidodera uncinata</i> ...	56
Figura 17: Características morfológicas de <i>Trichuris</i> spp.....	57

ANEXOS

Figura 1a	Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (cara anterior).....	75
Figura 2a	Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (cara media).....	76
Figura 3a	Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (cara posterior).....	77
Figura 4a	Endoparásitos gastrointestinales de algunas especies del género Cavia.	78

I. INTRODUCCIÓN

El cuy (*Cavia porcellus*) es una especie oriunda de los Andes Sudamericanos, cuya crianza se ha expandido en los últimos años y actualmente constituye una alternativa de ingreso económico para familias campesinas y pequeños productores, debido a su precocidad, prolificidad, adecuados índices de conversión alimenticia, niveles altos de proteínas (20.3%) y bajos de grasa (8.8%), en comparación a otras especies consumidas (Chauca, 1997; Bustamante y Bustamante, 2009); además de su versátil utilidad como mascota y animal de experimentación (Avilés et al., 2014).

La crianza familiar-comercial ha incrementado su presentación en la región andina del Perú (Chauca, 2018); sin embargo, su producción puede estar limitada por diversas enfermedades parasitarias, causando un impacto económico negativo (Chauca, 1997). La susceptibilidad a un rango amplio de especies parasitarias es contribuida por el mecanismo de cecotrofia, compensación biológica que permite recuperar nutrientes facilitando su absorción.

Clínicamente el parasitismo se presenta en forma aguda, conduciendo muerte del animal, principalmente al establecimiento de cargas elevadas; en función al efecto patogénico de especies parasitarias involucradas. La mayoría de casos presenta la forma subclínica, debido a una exposición constante que conlleva una adaptación parasitaria, sin embargo, la eficiencia del animal se ve comprometida al disminuir la ganancia de peso y compensada al aumentar el consumo alimenticio (Chauca, 1997).

Estudios sobre helmintiasis en cuyes de Ancash y Junín criados bajo el sistema familiar-comercial, fueron realizados por García et al., 2013 y Sánchez., 2013, quienes encontraron una prevalencia de 89 y 82 respectivamente, a través de la evaluación de

tractos gastrointestinales de la fase de acabado. Asimismo, entre las especies parasitarias más frecuentes en ambos estudios se hallaron *Paraspidodera uncinata* (83-74.5%), *Trichuris* spp (31-22.8%) y *Capillaria* spp (18-3.5%).

En Ceja de selva de nuestro país, Vargas et al. (2014) evaluaron el efecto de la variación estacional de la época lluviosa (90%) y seca (63.5%) en la presentación del parasitismo en cobayos de Oxapampa, mediante exámenes coprológicos. Es así, que la época de lluvia presento 5.7 veces mayor riesgo ($p<0.5$) de endoparasitismo intestinal en comparación a la época de seca, debido principalmente a la elevada precipitación y cortas horas de luz solar que permitirían brindar un microclima húmedo que favorece el desarrollo de formas infectivas, la supervivencia y transmisión de los mismo, traduciéndose en altos niveles de contaminación.

La etapa productiva de cobayos predispone a la infección por especie parasitaria. Tal como lo señalan, Vargas et al., 2014, donde “los cuyes de recría mostraron 2.2 veces mayor riesgo que los reproductores a infecciones por *P. uncinata* (2.6) y *E. caviae* (2.5); mientras que *Capillaria* spp. presentó 6.2 mayor riesgo en reproductores”.

Diversos autores señalan la presentación de asociaciones de especies parasitarias, que van de un biparasitismo a un poliparasitismo en la helmintiasis gastrointestinal en cuyes. Sánchez et al., 2013 y García et al., 2013 señalan como el tipo de parasitismo más frecuente a *Paraspidodera uncinata* y *Trichuris*, spp de 8.8 y 22% respectivamente.

Existe una alta predisposición a infecciones parasitarias, contribuida por las precarias condiciones higiénicas/sanitarias, sobrepoblación, crianza mixta, y carencia de medidas control/ prevención; en conjunto con el bajo nivel socioeconómico y cultural del poblador andino. Por lo cual se hace necesario evaluar el parasismo gastrointestinal, sobre todo en centros productores en crecimiento, lo cual ayudaría en la elaboración de programas de desparasitación y control de acuerdo a la zona.

Existen diversas técnicas coprológicas cualitativas y cuantitativas para el diagnóstico de la helmintiasis intestinal, principalmente evaluada en rumiantes, cuya sensibilidad varía de 30-70% (Conceição et al., 2002). Sin embargo, Becerra, 2015, describe mayor detección del parasitismo intestinal en cuyes de crianza de tipo intensiva, mediante la técnica de Flotación (51.9 %) en comparación a la técnica de sedimentación (20.6%). Por el contrario, Sánchez et al., 2013, encontró una mayor eficiencia diagnostica en la técnica

de sedimentación rápida de Lumbreras (71.5%) que la técnica de flotación con solución sobresaturada de Willis (30.7%).

El objetivo fue estimar la prevalencia de helmintiasis gastrointestinales en cuyes de producción familiar–comercial del distrito de Matahuasi, provincia Concepción, Junín. Asimismo, determinar los géneros y/o especies de helmintos gastrointestinales; carga parasitaria y tipo de parasitismo (monoparasitismo, biparasitismo o poliparasitismo), el grado de concordancia entre la técnica de recuento diferencial de parásitos al examen post mortem vs las técnicas coprológicas y la sensibilidad/especificidad de las técnicas coprológicas en el diagnóstico de la helmintiasis gastrointestinal en cuyes presentes.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. Características generales del cuy

El cuy, conocido también “cobayo”, “conejillo de indias” o “curí”, es un pequeño roedor nativo de las zonas andinas de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú (Chauca, 1997). Su crianza es rentable, debido a la exquisitez de su carne, calidad nutricional (alto nivel proteico y bajo colesterol), gestación corta y adaptación a distintos niveles geográficos (Chauca, 1997).

Pertenece a la familia Caviidae (Suckow *et al.*, 2012), género *Cavia*, que incluye 6 especies (Figura 1) (*Cavia aperea*, *C. fulgida*, *C. intermedia*, *C. magna*, *C. porcellus* y *C. Tshudii*), que en común se caracterizan por la presencia de 4 dedos en patas traseras y 3 dedos en patas delanteras, además de presentar la zona plantar carente de pelos y uñas cortas. Asimismo, poseen cuerpos rechonchos, cabeza grande, extremidades y orejas cortas, un solo par de mamas y una cola vestigial (Dunnum y Segundo, 2010; Fox *et al.*, 2015).

Desde el punto de vista anatómico/funcional es un herbívoro monogástrico que posee un estómago (digestión enzimática) y un ciego funcional (fermentación bacteriana). Además el cuy realiza la cecotrofia con el fin de reutilizar el nitrógeno, producto de la fermentación. Por su anatomía gastrointestinal se encuentra clasificado como un fermentador post-gástrico, debido a la presencia de microorganismos cecales. (Franz *et al.*, 2011).



Figura 1: Especies del género *Cavia*: a) *C. porcellus*, b) *C. aperea*, c) *C. tschudii* y d) *C. magna*

2.2. Antecedentes históricos

El cuy fue llevado a domesticarse hace más de 2500 a 3600 años por habitantes de los Andes, siendo su consumo significativo por constituir fuente de proteína animal (Cabrera 1953; Chauca 1997; Quesenberry y Carpenter, 2012), constituyendo un precedente como marcador de los procesos de domesticación en poblaciones prehispánicas (Pinto *et al.*, 2001). Su domesticación fue llevada de forma gradual, además forma parte de las pocas especies de mamíferos domesticados por antiguos nativos sudamericanos. Estos en su forma silvestre, fueron acercándose a poblaciones humanas en búsqueda de alimento, permitiendo su captura por parte de antiguos pobladores y ser utilizados como fuente proteica de consumo. Su exquisito sabor conllevó la introducción intencional en las viviendas de los pobladores, adquiriendo cambios en sus hábitos alimenticios, así como una actividad diurna y protección de sus depredadores (Gade, 1967; Wing, 1986; Rofes y Wheeler, 2003).

El gran escritor e historiador “Inca Garcilaso de la Vega” en su obra “Los Comentarios Reales”, realiza las primeras alusiones al cuy, dentro de la frase “el coy dentro del manso ganado indígena”. Asimismo, el arqueólogo Julio C. Tello hace evidencia de excretas de cuy en el templo del Cerro Sechín (Ancash) perteneciente a la Cultura Sechín y durante el primer período (Cavernas) de la cultura Paracas (250 a 300 ac.). Y para el último período de esta cultura (1400 d.C.), casi todas las viviendas disponían de un cuyero. Asimismo, la cultura Mochica y Vicus, demuestran a través de sus cerámicas (huacos) la importancia del cuy en su alimentación durante la época precolombina. Durante la conquista fue llevado a Europa en el siglo XVI, como animal “ornamental” por los españoles, permitiendo la intensificación de su crianza y posteriormente regresó nuevamente a América (Chauca, 1995).

2.3. Clasificación Taxonómica

El nombre científico (*Cavia porcellus*) fue concedido por el naturalista Erxleben a fines del siglo XVIII y cuya clasificación taxonómica fue dada por Wagner (1976), detallándose a continuación.

Reino	: Animalia
Phylum	: Chordata
Clases	: Mammalia
Orden	: Rodentia
Suborden	: Hystricomorpha
Familia	: Caviidae
Subfamilia	: Caviinae
Genero	: Cavia
Especie	: <i>Cavia porcellus</i>

Esta especie está clasificado como un roedor hystricomorfo del Nuevo Mundo aunque las últimas investigaciones moleculares cuestionan su posición filogenética, reclasificando al suborden Hystricomorpha fuera del orden Rodentia, sin embargo aún no son concluyentes (Fox *et al.*, 2012).

2.4.Importancia del cuy

Se considera al cuy una especie versátil debido a que es utilizado en producción, experimentación y como mascota a nivel mundial. En América del Sur es usado como fuente de proteína alterna. Su crianza está muy difundida en países andinos (Ecuador, Colombia, Perú y Bolivia), siendo una fuente nutritiva y económica de gran importancia para los cavicultores. A nivel comercial son utilizadas las líneas nativas y las razas obtenidas por mejoramiento genético, sin embargo las líneas nativas son animales con bajos índices productivos en comparación con las mejoradas genéticamente; capaces de transmitir características de adaptación y resistencia (Burgos-Paz *et al.*, 2011).

Se estima que a nivel Latinoamericano existe un promedio 35 millones de cuyes; siendo nuestro país el mayor productor (17,000 toneladas carne/año) destinado principalmente al autoconsumo y una población aproximadamente de 22 millones de cuyes que moran zonas especialmente alto andinas (Zevallos, 2001).

Su carne (cuadro 2), es saludable debido a su características magra (%Grasa <10%), altamente proteica (20.3%), mínimo nivel de sodio y colesterol (65mg/100g), que lo hace ideal en una nutrición equilibrada. Asimismo, es apta para todos los grupos etarios en especial mujeres embarazadas o lactantes (Gil, 2007; Bustamante y Bustamante, 2009).

El aumento en la demanda de su carne, hizo posible a creación de tecnologías a nivel de crianza, que ha permitido generar grandes avances en el campo de mejoramiento genético; permitiendo una eficiente conversión alimenticia, crecimiento temprano y extraordinaria prolificidad; permitiendo nuevas perspectivas de desarrollo competitivo en el mercado nacional y regional. Además, la exportación de carne congelada registrada a nivel nacional ha evolucionado, mostrando incrementos de volumen e ingreso económico (Chauca, 1995); es así que Gil (2007) menciona que: “En el período comprendido entre el año 2001 y el primer semestre del 2007, las exportaciones alcanzaron un valor acumulado de US\$ 306,864 dólares americanos, monto importante que proviene de un nuevo rubro de exportaciones de productos no tradicionales”.

Cuadro 1: Parámetros biológicos de la carne de cuy (Bustamante y Bustamante, 2009)

Especie	Proteína (%)	Grasa (%)	Minerales (%)	Humedad (%)
Llama	24.82	3.60%	-	-
Conejo	22.3	5.8	0.8	70.6
Cuy	20.3	7.8	0.8	70.6
Ave	18.3	9.3	1.0	70.2
Vacuno	17.5	21.8	1.0	58.0
Ovino	16.4	31.1	1.0	50.6
Cerdo	14.5	37.3	0.7	46.8

2.5.Sistemas de Crianza

Desde 1986 se identificaron tres sistemas de producción, que se mantienen hasta el día de hoy, clasificados en base a la función que cumplen dentro de la unidad productiva. (Chauca, 2003). Denominados como: familiar, familiar-comercial y comercial (Chauca, 1997; 2018).

2.5.1. Crianza familiar

Es el sistema con mayor difusión a nivel nacional, principalmente en zonas rurales y represente el 93,1% de los productores (Chauca, 1994). Este sistema sostenibilidad a las demás actividades de pequeños productores y se caracterizada principalmente por desarrollarse en el seno de la familia, fundamentalmente a base de insumos y mano de obra disponibles en el hogar (Chauca, 1997).

El manejo es de manera tradicional, donde su cuidado recae en mujeres y niños, donde la responsabilidad de los hijos escolares, esposas y demás familiares representan el 10%, 63% y 18% respectivamente, siendo mínima la participación del cónyuge (9%). (Chauca 1997). Es de mencionar que el 44,6% de los productores crían los cuyes exclusivamente para autoconsumo y el 49,6% al disponer de excedentes, llegan a comercializarlos (Chauca 1995).

Generalmente emplean insumos alimenticios como forrajes, restos de cocina y rastrojos de cosecha. Normalmente la crianza es en la cocina, donde se protegen de las bajas temperaturas. En otros casos cuando tienen espacio construyen pequeños galpones colindantes a sus casas, y aprovechando los recursos autóctonos de la zona. El promedio de animales oscila de 10 a 69 (Chauca, 2018).

El manejo es rústico, son agrupados sin distinción de clase, sexo o edad, lo que genera altos niveles de consanguinidad y mortalidad en las crías (38%) por aplastamiento principalmente en neonatos. Además se selecciona negativamente los reproductores, al sacrificar o vender los cuyes más grandes. (Chauca 1995) Se mantiene poblaciones con alto porcentaje de reproductores con un bajo promedio de crías al año (2.4) (Chauca 1995).

2.5.2. Crianza Familiar – Comercial (semi-intensivo)

Usado por el 6,8 % de productores a nivel nacional (Chauca, 1994), basado en la crianza de cuyes criollos con líneas precoces que salen al mercado a 9na semana de nacido, con ganancia de peso diarias de 5,06 g (MINAGRI, 2017). Puede actuar como una actividad secundaria, en el caso que la producción complemente el ingreso de familiar o principal, si constituye el único ingreso familiar (Chauca, 2018).

El destino final de este tipo de crianza es el autoconsumo y venta (Chávez, 2013). Las vías de comunicación permiten el ingreso de terceristas o acopiadores hacia los galpones cavícolas y la salida de los cuyes al mercado. No siempre es beneficioso la tercerización debido a que disminuyen los ingresos de los productores (Chauca, 1997).

Los productores invierten recursos propios, infraestructura, sembradíos de forrajes y mano de obra familiar para el manejo de la crianza. (Chauca, 1997).

El población de cuyes dependerá de la disponibilidad de recursos alimenticios y de la importancia en la familia; si es secundaria la población oscila de 70 a 149 cuyes, en cambio si es actividad principal, oscila entre 150 a 449 cuyes (Chauca, 2018). Un plantel de 150 reproductoras produce 900 cuyes para el mercado. Los galpones se construyen con materiales autóctonos y para ser utilizado solo en esta producción. Todo se maneja en un galpón, clasificados según el sexo, edad y la clase; además, se cultiva de forrajes

alrededor de los galpones, lo cual exige mayor mano de obra para la atención de los animales y pasturas (Chauca y Zaldívar, 1985).

Esta explotación demanda mano de obra familiar y constituye pequeña empresa que evita la emigración de algún miembro familiar. Si bien en el Perú el 74 % de los limeños son consumidores en potencia, el bajo consumo per cápita (0.7 a 0.8 kg/hab/año) se debe a la mínima oferta en el mercado y la pobre cultura de consumo de la carne de esta especie. (Chauca, 1997).

2.5.3. Crianza Comercial (Intensiva)

Representa 0,1% de los cavicultores a nivel nacional (Chauca, 1994) y está circunscrito a áreas periurbanas. Se considera la actividad principal para esa empresa y utiliza cuyes de líneas selectas, precoces, prolíficas y eficientes convertidores de alimento. (Chauca 1997). Se maneja poblaciones de 450 a 2000 cuyes (Chauca, 2018) obteniendo un ganancia diaria de peso hasta 10g (MINAGRI, 2017).

Es un sistema eficaz y tecnológico en donde los reproductores y recría se manejan en ambientes diferentes con instrumentos (tolvas, comederos, bebederos automáticos, cercas gazaperas y fuentes de calor en épocas de frío) y registros por etapa productiva. El empadre se inicia a las 10 semanas, el destete es precoz (máximo 2 semanas) (Chauca 1997).

El manejo adecuado, sumado a la fertilidad y prolificidad de los animales, logran una menor mortalidad. Se espera que este sistema influya en el aumento de la oferta de la carne de esta especie (Chauca, 1995).

2.6. Etapas productivas

2.6.1. Cría o Recría I

Son considerados desde el destete hasta la 4ta semana de edad. En esta etapa los animales se agrupan en lotes de 50 o 60 y reciben una ración rica en proteínas (17 – 20%) incrementado su peso promedio en 15 g/día, logrando triplicar su peso al nacimiento. Al finalizar esta etapa se sexa a los cuyes antes de pasar a engorde (Chauca 1997).

2.6.2. Recría II o engorde

Se da a partir de la 4ª semana de edad hasta su comercialización (entre la 9^{na} o 10^{ma} semana de edad). Los gazapos se concentran en grupos según sexo, edad y tamaño, cambiando su alimentación (alta en energía y baja proteína) (Chauca 1997).

Con una ración de buena calidad, pueden alcanzar incrementos diarios (12,32 g/animal/día) durante las dos primeras semanas (Chauca 1997).

Factores que merman el crecimiento incluye la nutrición y el clima; además de la densidad animal, el cual genera peleas principalmente entre machos que malogran la calidad de la carcasa, por lo cual no es recomendable que una vez iniciada la recría ingresen a la posa, cobayos externos ni prolongar esta etapa productiva (Chauca 1997).

En el caso que los cuyes no alcancen el peso adecuado para la comercialización es necesario someterlos a un nuevo periodo (acabado) no mayor a 2 semanas (Chauca, 1995).

2.7. Factores Predisponentes de Enfermedades Parasitarias

Las enfermedades parasitarias en cobayos se caracterizan por sus manifestaciones subclínicas pasando desapercibida por parte de los criadores; sin embargo repercuten negativamente en la producción ocasionando pérdidas económicas no estimadas por los productores (Chauca, 1997).

Existen varios factores epidemiológicos que contribuyen a una mayor prevalencia de endoparásitos relacionada con el uso de pobres instalaciones unido a factores ambientales (Humedad, temperatura iluminación y ventilación). Otras condiciones están relacionadas a la exposición directa a corrientes de aire, alta densidad, falta de limpieza en camas, calidad del alimentación, entre otras (Ramírez, 1972).

El cuy es considerado una especie rústica, susceptible a muchas enfermedades, siendo más tolerantes al frío por mantener por mayor tiempo el calor, aunque su eliminación es deficiente; es por ello, que el clima es considera el factor más importante dentro del medio ambiente afectando al individuo directa e indirectamente (Chauca, 1997; Bustamante y Bustamante, 2009; Morales, 2013).

Además es una especie con gran susceptibilidad a una gran gama de parásitos al realizar la cecotrofia como un mecanismo de compensación. La cecotrofia es una adaptación anátomo-fisiológica de naturaleza evolutiva, donde, a cada intervalo de tiempo transcurrido del consumo de alimento, ocurre una contracción cecal, expeliendo su contenido, denominado heces blandas o cecótrofo, a través del color y recto, siendo consumido directamente de la región anal volviéndose un proceso primordial para la estabilidad de algunos especímenes de laboratorio. Este mecanismo permite utilizar la proteína bacteriana cecal y reutilizar el nitrógeno proteico que no alcanza a ser digerido (Bustamante y Bustamante, 2009). Además de recuperar absorber ácidos grasos volátiles, proteína microbial y vitaminas del complejo B producidas por bacterias gram + alojadas en el ciego. Es una actividad nocturna al igual que en los conejos (Holstenius y Bjornhag, 1985, citado por Caballero, 1992).

2.8. Situación mundial de la helmintiasis gastrointestinal en cuyes.

A nivel mundial se han realizado diversos estudios sobre endoparásitos en cobayos utilizando distintas técnicas de diagnósticos. En Europa, Coman *et al.* (2009) evaluaron 21 cobayos muertos proveniente de Bucarest, Rumania, mediante necropsia encontrando en un 23,8% de estos animales al nematodo *Paraspidodera uncinata*. D'Ovidio *et al.* (2014) realizaron la primera encuesta de endoparásitos en cuyes mascotas de Italia, evaluaron muestras fecales de 60 especímenes alojados en tiendas de mascotas o de propiedad privada, mediante la técnica de gránulos FLOTAC; encontrando huevos de *Paraspidodera uncinata* (13.3%) y huevos similares a *Nippostrongylus* spp. (10%).

En Asia, Motamedi *et al.* (2014), evaluaron 105 cobayos seleccionados aleatoriamente de laboratorios en Irán, mediante necropsia y técnica coprológica de flotación hallando 24.7% de *Paraspidodera uncinata*

A nivel de África, Kouam *et al.* (2015) evaluaron cobayos pertenecientes a granjas privadas y granjas de enseñanza – investigación, localizados en el antiplano Occidental de Camerún encontrándose helmintos en 12.9% y 19% respectivamente e identificándose las especies *Graphidium strigosum*, *Trichostrongylus* sp. y *Paraspidodera uncinata* en porcentajes de 8.1, 3.2, 3.2% en granjas privadas y solo *Paraspidodera uncinata* (9.5%) en granjas de enseñanza – investigación. Por otro lado Meutchieye *et al.* (2017), con el objetivo de evaluar el potencial del cobayo como vector de parásitos zoonóticos,

recolectaron 397 muestras fecales de manera aleatoria provenientes de granjas privadas con crianza semi extensiva de Camerun encontrándose 6 muestras positivas a huevos de helmintos, *Paraspidodera uncinata* (1%), *Heligmosomoides polygyrus* (0.3%) y *Trichuris* sp. (0.3%), siendo *Heligmosomoides polygyrus* un riesgo potencial para el hombre.

A nivel de Sudamérica, En Brasil, Magalhães *et al.* (2002), evaluaron y compararon la carga parasitaria mediante la necropsia de 2 grupos de cobayos, uno proveniente de una casa de animales institucional y el otro de tienda de animales particulares donde se encontraron que ambos grupos se infectaron con *Paraspidodera uncinata* en porcentajes de 10% y 40% respectivamente; también se analizó otras muestras de helmintos recuperadas de cuyes brasileños durante 52 años y que están depositadas en la Colección de Helminología del Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC) encontrando igualmente *Paraspidodera uncinata* además del cestodo *Monoecocestus parcitesticulatus*.

Castelli *et al.* (2007) realizaron un estudio sobre la prevalencia e intensidad de infección de endoparásitos en cobayos provenientes de bioterios de cría y experimentación del municipio de Rio de Janeiro utilizando examen directo de mucosa y del contenido intestinal, la técnica de tricromo de Wheatley y exámenes coprológicos (técnicas de Ritchie y Kinyoun); siendo el único helminto encontrado *Paraspidodera uncinata* (34%). Y Brasil (2012) analizó los aspectos más importantes de la parasitosis en roedores de laboratorio para lo cual realizó una revisión bibliográfica en Pubmed, Scielo y Web of Science utilizando las palabras clave: parásitos, roedores, animales de laboratorio, endoparásitos y ectoparásitos concluyendo que el helminto no son frecuentes en cobayos de laboratorio a excepción de *Paraspidodera uncinata*, pero este nematodo no causa lesiones ni patología significativa.

En Ecuador, Arroyo y Padilla (2013) evaluaron la fauna helmíntica de los cobayos pertenecientes a la Asociación de Productores del Cantón Antonio Ante, (APROCA), en la provincia de Imbabura encontrando el 63,82% de muestras fecales positivas a huevos de helmintos gastrointestinales por el método coprológico de flotación, además se examinaron 75 tractos gastrointestinales de los animales positivos, encontrando un promedio de 4,96 ejemplares de *Paraspidodera uncinata*, 1,4 ejemplares de *Trichuris* spp.

2.9. Helmintiasis gastrointestinal en cuyes en Perú

A nivel de Perú se han realizado diversos estudios sobre parasitosis en cuyes, como lo muestra el cuadro 2, sin embargo hasta el día de hoy no se ha podido controlar este problema.

Estudios sobre helmintiasis en cuyes de Ancash y Junín criados bajo el sistema familiar-comercial fueron evaluados por García *et al.*, 2013 y Sánchez *et al.*, 2013, quienes encontraron una prevalencia de 89 y 82% respectivamente, a través de la evaluación de tractos gastrointestinales de la fase de acabado. Asimismo, entre las especies parasitarias más frecuentes en ambos estudios se hallaron *Paraspidodera uncinata* (83-74.5%), *Trichuris* spp (31-22.8%) y *Capillaria* spp (18-3.5%). (Cuadro 3)

En Ceja de selva de nuestro país, Vargas *et al.* (2014) evaluaron el efecto de la variación estacional de la época lluviosa (90%) y seca (63.5%) en la presentación del parasitismo en cobayos de Oxapampa, mediante exámenes coprológicos. Es así, que la época de lluvia presento 5.7 veces mayor riesgo ($p<0.5$) de endoparasitismo intestinal en comparación a la época de seca, debido principalmente a la elevada precipitación y cortas horas de luz solar que permitirían brindar un microclima húmedo que favorece el desarrollo de formas infectivas, la supervivencia y transmisión de los mismo, traduciéndose en altos niveles de contaminación.

La etapa productiva de cobayos predispone a la infección por especie parasitaria. Tal como lo señalan, Vargas *et al.*, 2014, donde “los cuyes de recría mostraron 2.2 veces mayor riesgo que los reproductores a infecciones por *P. uncinata* (2.6) y *E. caviae* (2.5); mientras que *Capillaria* spp. presentó 6.2 mayor riesgo en reproductores”.

Diversos autores señalan la presentación de asociaciones de especies parasitarias, que van de un biparasitismo a un poliparasitismo en la helmintiasis gastrointestinal en cuyes. Sánchez *et al.*, 2013 y García *et al.*, 2013 señalan como la asociación parasitaria más frecuente a *Paraspidodera uncinata* y *Trichuris*, spp de 8.8 y 22% respectivamente.

Cuadro 2: Estudios sobre helmintiasis gastrointestinal en el Perú entre 2010 y 2017

Referencia	Departamento,Provincia	Tipo de crianza	Helmintiasis (%)	Especies reportadas (%)	Método de Diagnóstico
Aquino <i>et al.</i> (2010)	Ancash, Huari	Familiar-comercial	-	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (49) • <i>Trichuris</i> spp. (43,5) • <i>Capillaria</i> spp. (8.8) • <i>Fasciola hepatica</i> (0.3). • HTS (4.5) 	Coprología (A,D)
Valdivia (2011)	Moquegua, Mariscal Nieto	Familiar Familiar-comercial Comercial	67.34	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (21) • <i>Heterakis gallinae</i> (3), 	Coprología (B)
Padilla (2012)	Tacna, Tacna	Familiar Familiar-comercial	65.35	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (24.2) • <i>Heterakis gallinarum</i> (10.8) • <i>Capillaria</i> spp. (5.3) 	Coprología (B)
Suarez <i>et al.</i> (2014)	Junín, Concepción	Comercial o intensiva	100	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (33.9) • <i>Trichuris</i> spp (2) 	Coprología (A,C)
García <i>et al.</i> (2013)	Ancash, Caraz	Familiar-comercial	89	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (83). • <i>Trichuris</i> spp. (31) • <i>Capillaria</i> spp (18) • <i>Trichostrongylus columbriformis</i> (2) 	Travassos
Sánchez (2013)	Junín, Huancayo	Familiar-comercial	82.46	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (78.1) • <i>Trichuris</i> spp. (26.3) • <i>Capillaria</i> spp. (3.5) • <i>Fasciola hepatica</i> (1.8) 	Coprología (B,E) Travassos
Vargas <i>et al.</i> (2014)	Pasco, Oxapampa	Familiar-comercial	90±4.1 (lluvia) 63.5±6.7 (seca)	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (33/ 22.5) (LL/S) • <i>Trichuris</i> spp. (23.5/16.5) (LL/S) • <i>Capillaria</i> spp. (25/15) (LL/S) 	Coprologia (A,F)
Becerra (2015)	Moquegua. Moquegua	Comercial o intensiva	43,1±7,67	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (9.4±4.5) • <i>Capillaria</i> spp. (6.3±3.8) • HTS (1.9±2.1) • <i>Trichuris</i> spp. (1.3±1.8) 	Coprología (A,F)

Morales (2017)	Ancash, Bolognesi	Familiar comercial	-	-	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Paraspidodera uncinata</i> (9.5) • <i>Trichuris</i> spp. (11.8) 	Coprología (A)
----------------	-------------------	--------------------	---	---	---	----------------

A: Técnica de Flotación con solución sobresaturada de azúcar (solución de Sheather)

B: Técnica de Willis (Flotación con solución salina saturada)

C: Técnica de Sedimentación por centrifugación

D: Técnica de sedimentación espontánea

E: Técnica de sedimentación rápida de Lumbreras

F: Técnica de sedimentación múltiple

2.10.Principales helmintos gastrointestinales que afectan la producción del cuy.

A. PHYLUM NEMATHELMINTHES:

2.10.1. Infección por el género *Trichostrongylus*

Los ejemplares de este género son pequeños y finos (5-8 mm), de color pardo-rojizo pálido e incluye especies parasitarias del abomaso e intestino delgado. (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

2.10.1.1. Hospederos

Trichostrongylus axei se localiza a nivel estómago o abomaso de diversos hospederos; mientras que las demás especies, parasitan el intestino delgado de herbívoros mostrando mayor especificidad de hospederos (Taylor *et al.*, 2016).

En el género *Cavia* se ha reportado *T. axei* y *T. columbriformis* a nivel de estómago intestino delgado de estos roedores (Ruiz 1961, Verán 1971, García *et al.*, 2013)

2.10.1.2. Clasificación Taxonómica

Reino	: Animalia
Phylum	: Nematoda
Clase	: Secermentea
Subclase	: Chromadorea
Orden	: Strongylida
Suborden	: Trichostrongylina
Superfamilia	: Trichostongyloidea
Familia	: Trichostrongylidae
Subfamilia	: Trichostrongylinae
Género	: Trichostrongylus
Especie	: <i>Trichostrongylus axei</i> : <i>Trichostrongylus columbriformis</i>

Fuente: Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010; Taylor *et al.*, 2016

2.10.1.3. Morfología:

Vermes pequeños, con una delgada porción cefálica, sin capsula bucal ni papilas. Posee un poro excretor localizado en la región esofágica. El macho posee una bolsa copulatriz con grandes lóbulos laterales, bien definidos y la costilla dorsal simétrica. Poseen pequeñas papilas prebursales y 2 espículas gruesas de color café no bifurcadas y en medio un gubernáculo. Las hembras tienen una vulva generalmente con labio prominentes, ubicada cerca de la línea media del cuerpo y útero amfidelfo (Cordero del campillo, 1999; Urquhart, 2001; Quiroz, 2010).

En los *Trichostrongylus axei*, el macho mide 2.3 a 6 mm y la hembra 3.2 a 8 mm de largo, presentan espículas de diferente tamaño y forma (Figura 2), la derecha (0.085 a 0.095 mm de longitud), y la izquierda (0.11 a 0.15 mm) (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010).

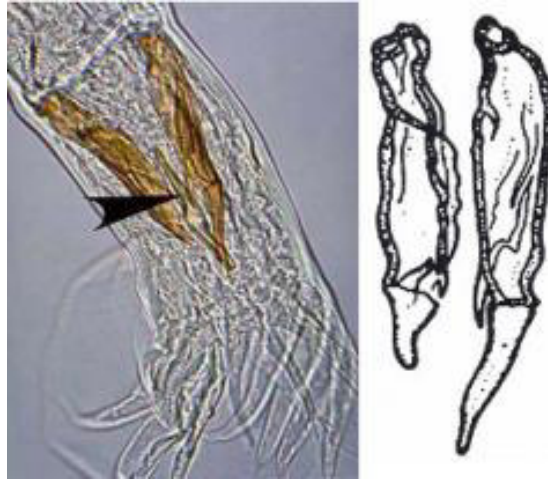


Figura 2: *Trichostrongylus axei*, Espículas (Fuente: Quiroz, 2010).

En los *Trichostrongylus columbriformis* (Figura 3) el macho mide 4,3 a 7,7 mm y la hembra de 5 a 8.6 mm de largo (Quiroz, 2010, Soulsby, 1987). A nivel caudal, los machos presentan espículas simétricas de 0.135 a 0.151 mm y gubernáculo de forma auricular, el lóbulo dorsal es reducido, el rayo dorsal se bifurca cerca de la punta y cada división se vuelve a subdividir para formar una doble punta (Soulsby, 1987).

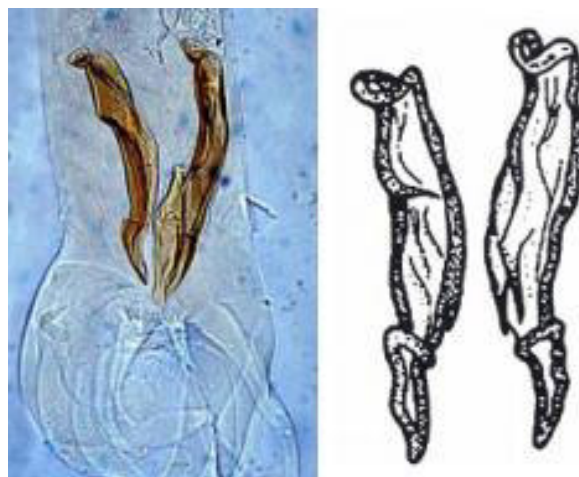


Figura 3: *Trichostrongylus columbriformis*, Espículas. (Fuente: Quiroz, 2010).

Los Huevos tienen forma ovoide, son incoloros y cascaron delgado, su tamaño oscila entre 70-100 μm de longitud por 40-60 μm de anchura (Cordero del Campillo *et al.*, 1999: Quiroz, 2010).

2.10.1.4. Ciclo Biológico

El ciclo comienza con la eliminación de huevos junto a las heces (Figura 4), esta excreción es variable y depende tanto de factores en el hospedero (edad, estado inmunitario) como del parásito (prolificidad, capacidad biótica); las hembras de este género se consideran de prolificidad moderada (100-200 huevos/días) (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Los huevos salen en estado de mórula con 8 a 32 blastómeros (Soulsby, 1987). Se precisa de factores ambientales óptimos (temperatura, humedad y oxígeno) para la evolución de la larva 1 dentro del huevo, y varía según la especie, normalmente se requiere de 1 a 2 días para que la primera larva eclosione, en 4 a 7 días las larvas se alimentan, mudan y alcanza el 3er estadio o infectante. La supervivencia de la larva 3 depende de la temperatura ambiental, humedad, reserva alimenticia y depredación por parte de otros animales. La larva 3 retiene la cutícula de la fase anterior y emigra en las hierbas donde permanecen hasta ser ingeridas por un hospedero. Las temperaturas bajas retrasan en gran medida el desarrollo, y por debajo de 9°C, este se detiene (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Los cuyes se infectan al consumir las larvas 3 junto con el forraje, las cuales a nivel del aparato digestivo pierden su vaina (segunda muda o “desvainamiento”) por diversos estímulos. Este muda se da en 2 fases, en la primera hay un estímulo procedente del hospedero, (amortiguador bicarbonato-CO₂, CO₂ gaseoso, etc.) (Cordero del Campillo *et al.*, 1999) que hace que la larva segregue un “fluido de muda”; en la segunda fase, este fluido actúa a nivel de su vaina llevando la ruptura y salida de la larva. (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz 2010).

Las larvas desvainadas según su localización invaden la mucosa (gástrica o intestinal) en donde evoluciona a larva 4, las cuales salen al lumen y mudan a larva 5 (pre adultos), que maduran y se vuelven adultos en un periodo de 15 a 21 días. Tras la cópula, las hembras ovoposicionan perpetuando el ciclo (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz 2010).

En determinadas circunstancias el desarrollo de la larva 3 en el hospedero puede detenerse durante 4 o 5 meses, a este fenómeno se le denomina “hipobiosis” o “inhibición larvaria” y se da cuando las condiciones del medio son desfavorables; a esto también se

le puede sumar la edad del animal y la exposición previa (Soulsby, 1987; Cordero del Campillo, 1999; Rojas 2004; Quiroz 2010).

El periodo prepatente en ausencia de hipobiosis en rumiantes es de 2-3 semanas (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Urquhart *et al.*, 2001). En otras especies como el caballo, el *T. axei* tiene una prepatencia de 25 días (Urquhart *et al.*, 2001).

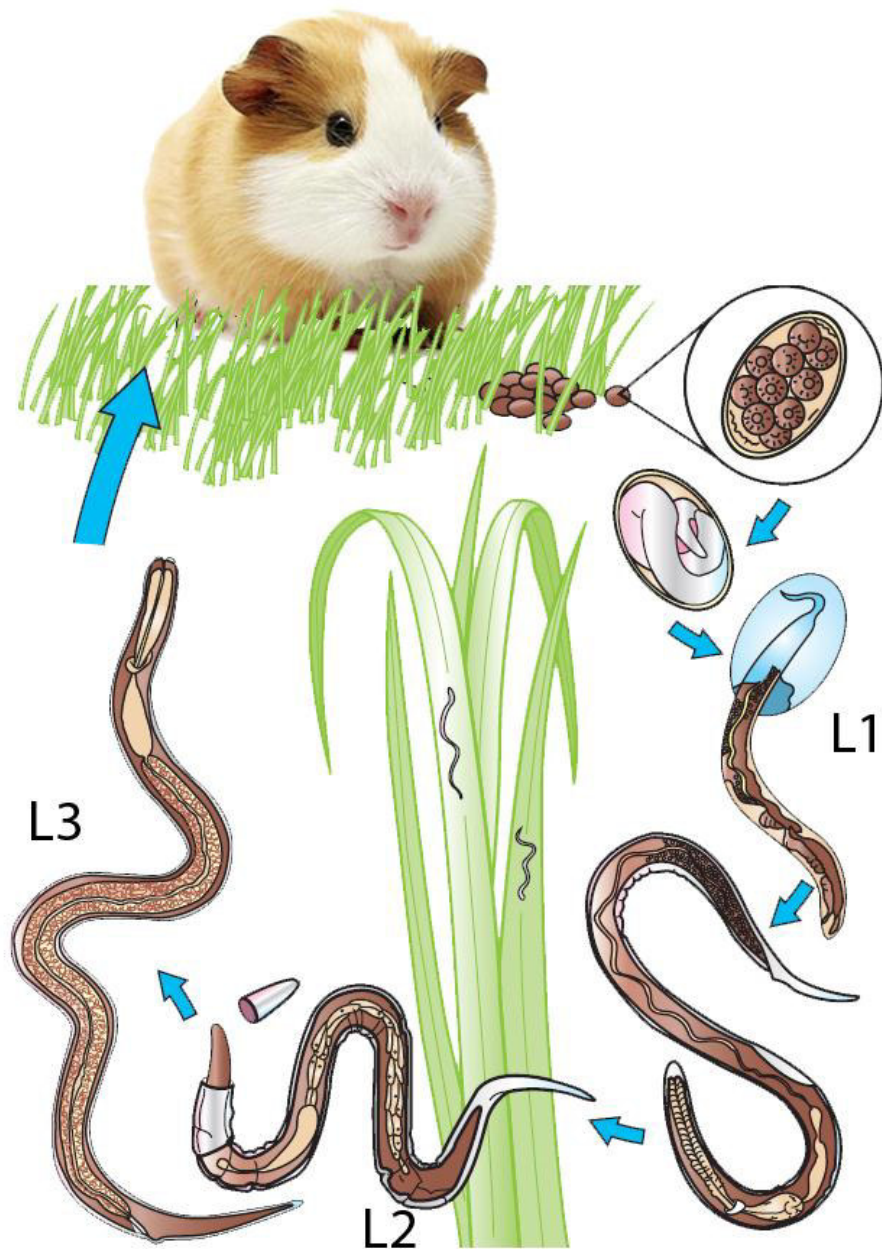


Figura 4: Ciclo biológico de *Trichostrongylus* spp. en cobayos (*Cavia porcellus*). Adaptado de Bowman (2014)

2.10.1.5. Signos Clínicos, Patogenia y Lesiones.

El daño que ejercen estos nematodos varía según distintos factores. Normalmente en rumiantes las infecciones son asintomáticas debido al tamaño pequeños que poseen y la baja producción diaria de huevos por lo que rara vez los conteos superan los 5000 hpg; sin embargo cuando estos conteos superan los 10,000 a 100,000 o más, pueden producir diarrea acuosa prolongada que provocan debilidad y adelgazamiento (Bowman, 2014). En caballos, infestaciones intensas por *T. axei* pueden originar trastornos gastrointestinales, aunque estos cuadros se intensifican por otros nematodos presentes (Soulsby, 1987). La infección producida por *T. columbriformis* estimula la secreción de colescitoquinina (CCK) por los enterocitos, el cual incrementa sus valores en el plasma sanguíneo y actúa a nivel del sistema nervioso central, lo que ocasiona disminución del apetito y anorexia (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Las lesiones varían si son parásitos juveniles o adultos. Generalmente en otras especies hay infecciones mixtas; en vacunos cuando los *Trichostrongylus* predominan a nivel de abomaso generan inflamación, pliegues en la mucosa con aumento del epitelio, hiperemia, infiltración linfocítica y lesiones circulares elevadas de color gris blanquecino a nivel de la región pilórica o fúndica. En infecciones fuertes, pueden verse úlceras superficiales (Quiroz, 2010; Taylor *et al.*, 2016).

2.10.2. Infección por *Capillaria* spp.

Comúnmente conocidas como "gusanos cabello" o "lombrices" (Taylor *et al.*, 2016), son nematodos del tracto digestivo, respiratorio, o urinario de forma filiforme, se encuentran estrechamente relacionados al género *Trichuris* aunque son más delgados (Soulsby 1987; Barriga, 2002)

2.10.2.1. Clasificación Taxonómica:

Reino	Animalia
Phylum	: Nematelminthes
Clase	: Nematoda
Orden	: Enoplida
Superfamilia	: Trichuridea
Familia	: Capillariidae

Género : Capillaria
Especie : *Capillaria* spp.

Fuentes: Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010.

2.10.2.2. Distribución geográficas y hospederos:

Es un parásito común dentro de orden Rodentia y esporádicamente se ha encontrado el parásito en otras ordenes de mamíferos (Quiroz, 2010).

2.10.2.3. Morfología.

Son nematodos blanco-amarillentos, a veces pardo y fino a manera de pelos (Figura 5), de ahí la denominación de “vermes capilares”. La cutícula presenta estriaciones transversales finas, interrumpidas por bandas localizadas en la cara dorsal, ventral o lateral. La parte anterior es corta y más delgada que la posterior, pero apenas se aprecia y sus extremos no están engrosados. Posee un esófago largo denominado esticosoma, formado por una fila células de glandulares (esticocitos) atravesadas por un tubo muscular de calibre muy delgado. Viven en la mucosa intestinal de sus hospederos parcialmente incrustados (Bowman, 2014).



Figura 5: *Capillaria* spp. Adulto (Fuente: Roger, 2007)

2.10.2.4. Ciclo Biológico

El ciclo biológico de este género de parásitos puede ser directo o indirecto dependiendo la especie, sin embargo aún no se determina cual afecta a los cobayos (Barriga, 2002). En el ciclo directo, con óptimas condiciones de temperatura y humedad se forma la larva de primer estadio (L1) en un lapso de tiempo de 2 a 4 semanas; estas L1 son el estadio infectante para el hospedero definitivo. En el ciclo indirecto los estadios infectivos se acumulan en las lombrices de tierra (Barriga, 2002). Los cuyes se parasitan ingerir el huevo + L1 en el forraje o bebida. Una vez ingeridos se liberan las L1 y penetran en la mucosa y submucosa intestinal donde evolucionan en adultos. El periodo de prepatente varía 20 a 60 días. (Cordero del Campillo, 1999; Urquhart, 2001)

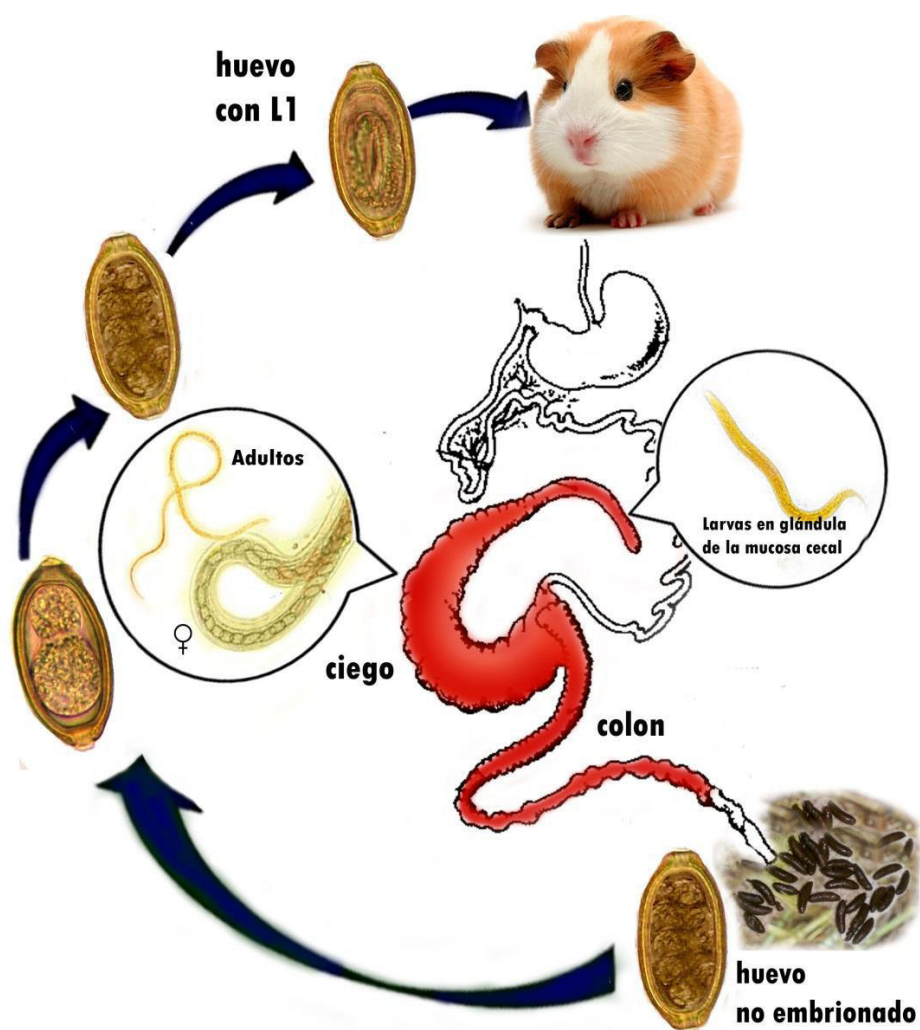


Figura 6: Ciclo biológico de *Capillaria* spp. en cobayos (*Cavia porcellus*). Adaptado de Vargas *et al.* (2014)

2.10.2.5. Signos, Patogenia y Lesiones

No se ha asociado a la *Capillaria* sp como una entidad patológica en los rumiantes, considerándose de esta manera que tiene poco grado de patogenicidad (Soulsby, 1987; Quiroz, 2010).

2.10.3. Infección por *Paraspidodera uncinata*

Conocido como el gusano cecal (Fox *et al.*, 2015). Son parásitos que afectan el ciego y el intestino grueso de mamíferos neotropicales (Gardner 1991, Jiménez *et al.*, 2003). Rossin *et al.* (2004) mencionan que en 1819 este nematodo fue descrito por Rudolphi como *Ascaris uncintata*, en 1866 lo renombro Schneider como *Heterakis uncinata* y en 1914 fue establecido dentro del género *Paraspidodera* por Travassos, siendo esta la clasificación usada actualmente.

2.10.3.1. Clasificación Taxonómica:

La posición sistemática de *Paraspidodera uncinata* ha sido modificada por diferentes autores en varias ocasiones situándolas en las superfamilias Heterakoidea (Baker y Flynn, 2007) u Oxyuroidea (Taylor *et al.*, 2016) y en familias Oxyuridae (Karl y Peernel, 2008) o Aspidoderidae (Rossin *et al.*, 2004, Taylor *et al.*, 2016), predominando en la actualidad el criterio seguido por (Chaboud 1978; Baker y Flynn, 2007) que lo incluye en:

Reino	Animalia
Phylum	: Nematoda
Clase	: Chromadorea
Orden	: Spirurida
Superfamilia	: Heterakoidea
Familia	: Aspidoderidae
Subfamilia	: Lauroiinae (Skrjabin <i>et al.</i> , 1951)
Género	: Paraspidodera
Especie	: <i>Paraspidodera uncinata</i>

2.10.3.2. Distribución geográficas y hospederos

En América del Sur, *Paraspidodera uncinata* tiene una amplia distribución, siendo registrada como endoparásito para las familias Caviidae, Echimyidae, Cuniculidae,

Octodontidae, Dasyproctidae e Leporidae (Vicente *et al.*, 1997) y reportada en las siguientes especie: *Cavia aperea* (Rossin *et al.*, 2004; Pinto *et al.*, 1982; Krüger, 2006), *Cavia porcellus* (Ribeiro *et al.*, 1985; Pinto *et al.*, 2002; Rossin *et al.*, 2004), *kerodon rupestris* (Almeida, 2004), *Cuniculus paca* (Rossin *et al.*, 2004) e *Thrichomys pachyurus* (Simões *et al.*, 2010).

2.10.3.3. Morfología:

Presenta un tamaño mediano con el cuerpo delgado y blanquecino cuando está vivo. Su cutícula es delgada y estriada transversalmente (Rossin *et al.*, 2004).

En el extremo anterior presenta una boca rodeada por tres labios bien desarrollados y anchos, conectados lateralmente por lóbulos laterales, los cuales se encuentran separados del cuerpo propiamente dicho por un surco poco profundo. Los labios latero-ventrales, presentan cada uno con un par de papilas y un anfide en forma de poro en el lado dorsal. El esófago presenta un cuerpo delgado y un bulbo piriforme posterior (Rossin *et al.*, 2004) (Figura 7).

Posee alas laterales, las cuales extiende aproximadamente desde el nivel del poro excretor hasta la región precloacal o preanal. El ala izquierda es más larga que la derecha. El Poro excretor se encuentra localizado ventralmente, ligeramente anterior a la unión corpus-bulbo del esófago. Los derids se sitúan a corta distancia posterior al poro excretor y solo se pueden observar mediante microscopia electrónica. Anillo del nervio es bastante difícil de observar. Además posee una cola cónica, que termina en una espina corta (Rossin *et al.*, 2004).

El macho mide de 11 – 22 mm; posee una cola curvada en semicírculo, una ventosa precloacal con un anillo circular quitinoso fuerte, que no sobresale de la superficie del cuerpo, con tres papilas pequeñas en su borde posterior. La cola posee numerosas papilas sésiles ventrales y subventrales, de las cuales 2 papilas precloacales son grandes (una anterior y otra posterior a la ventosa) las cuales siempre están presentes. Asimismo presenta 36 a 40 papilas más pequeñas, muy variables en número, tamaño y posición, asimétricamente distribuidas a lo largo de dos campos laterales y en la porción anterior a la cloaca, tres filas irregulares de pequeñas papilas cuticulares están distribuidas lateralmente, espaciadas progresivamente desde los extremos proximales de las espículas invaginadas. También tiene 2 espículas ligeramente desiguales de longitud. (Derecha

entre 0,71 a 0,73 mm e izquierda entre 0,74 a 0,75 mm) con el tercio proximal dilatado, y un gubernáculo bien esclerotizado, triangular y en forma de coma en vista latera (Rudolphi, 1819; Rossin *et al.*, 2004).

La longitud total de las hembras varía de 14,12 a 26 mm siendo más grande que el macho. El útero se encuentra conectado con un oviyector sinuoso. Presenta una vulva preequatorial, sin labios sobresalientes (Rossin *et al.*, 2014).

Los huevos de este parasito han sido descritos por diversos autores (Cuadro 3), siendo las características comunes el ser ovalados y tener paredes gruesas, difiriendo en el tamaño.

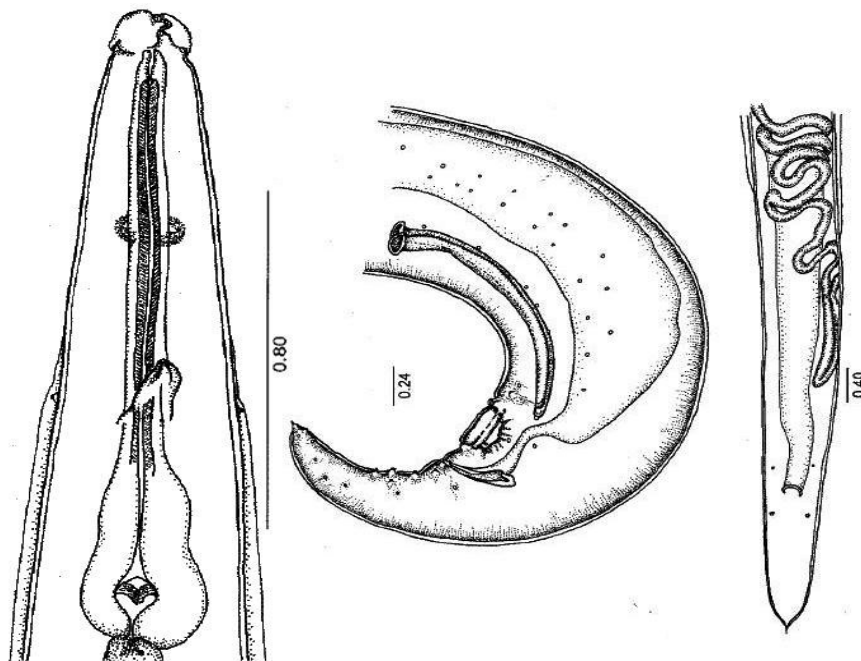


Figura 7: *Paraspidodera uncinata*: a. Extremo anterior. b. Extremo posterior (macho). c. Extremo posterior (hembra). (Fuente: Rossin *et al.*, 2004).

Cuadro 3: Morfometría de los huevos de *Paraspidodera uncinata*

Características Generales	Morfometría		Autor
	Largo	Ancho	
Forma Elipsoidal, paredes gruesas	43 μm	31 μm	Travassos 1914 Taylor <i>et al.</i> , 2016
	62 μm	57 μm	Pereira y Vaz, 1933
	73– 94 μm	52–73 μm	Sutton <i>et al.</i> , 1976
	50–56 μm	40–44 μm	Rossin <i>et al.</i> , 2004

2.10.3.4. Ciclo Biológico

El ciclo biológico de este parásito es directo aunque no ha sido descrito detalladamente (Figura 8). Las hembras eliminan huevos con las heces que se hacen infectivos después de 3-5 a 9 días (Temperaturas de 22 a 24°C) o 14 días (Temperatura de 28°C), cuando son ingeridos por el hospedero migran a la mucosa cecal y cólica, donde maduran en 45 a 65 días (Dixon y Herlich, 1965, Dean *et al*, 2007; Taylor *et al.*, 2016). Además no ocurre migración más allá de la mucosa cecal y cólica (Dean *et al*, 2007; Taylor *et al.*, 2016)

Por otro lado, se ha logrado realizar infecciones experimentales en cuyes administrándoles vía oral el estadio infectivo, dando a inferir que la transmisión es a través de esa vía (Dixon y Herlich, 1965). El Periodo prepatente (PPP) es de 37 a 66 días y el período patente (PP) es de 12 a 39 días (Baker y Flynn, 2007).

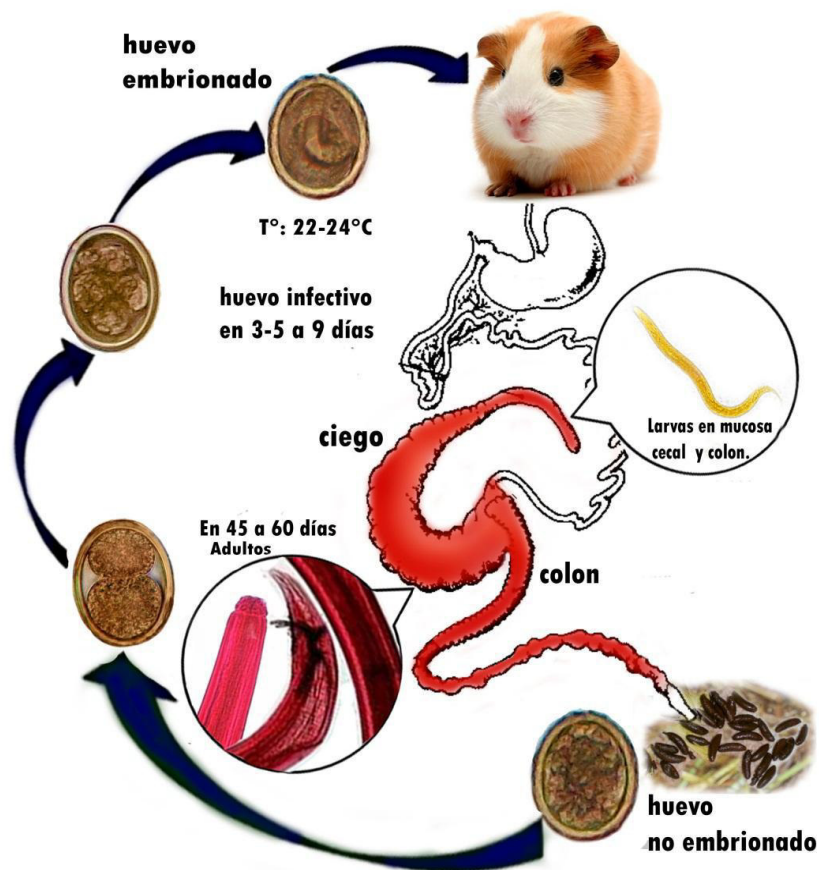


Figura 8: Ciclo biológico de *Paraspidodera uncinata* en cuyes (*Cavia porcellus*).
(Fuente: Vargas *et al.*, 2014).

2.10.3.5. Signos, Patogenia y Lesiones

Las infecciones son normalmente subclínicas o asintomáticas (Suckow *et al.*, 2012; Shomer *et al.*, 2015; Barthold *et al.*, 2016), pero con grandes cargas parasitarias pueden causar pérdida de peso (Caquexia), diarrea falta de rudeza y pelaje áspero (Keeble y Meredith, 2009; Fox *et al.*, 2015).

Diversos autores mencionan que la infección actúa sin cambios patológicos (Baker y Flynn, 2007; Barthold *et al.*, 2016). Se pueden encontrar por microscopia invasión larvaria de la mucosa intestinal, pero no en las otras capas (Barthold *et al.*, 2016). Sin embargo Conder *et al.*, (1989) en un hallazgo casual dentro de un experimento sobre cambios en la población de células en fluido broncoalveolar (BAL) en cobayos menores de 11 semanas, reportó eosinofilia en especímenes parasitados con esta especie y luego lo corroboró mediante un experimento; además Coman *et al.* (2009) realizó cortes histopatológicos en ciegos de cobayos con presencia del parásito y encontró ectasia capilar en el submucoso, tiflitis hemorrágica y la presencia de una formación de sección redonda localizada en el corion mucoso (posiblemente larva en la migración enteroparietal), atribuyéndole estas lesiones.

2.10.4. Infección por el género *Trichuris*.

Las tricuriasis, conocidas también como tricocefalosis (Barriga, 2002), son infecciones producidas por nematodos conocidos como gusanos en forma de látigo en ocasiones denominados incorrectamente, *Trichocephalus* (Barriga 2002), pues la parte anterior del cuerpo es larga y delgada, mientras la parte posterior es corta y gruesa. En 1761, Roeder describió el parásito, pero confundió el extremo anterior con la cola por lo que propuso el nombre de “*Trichuris*”; en 1788, Scharnk intentó corregir este error y propuso el nombre *Tricocephalus* (Cabeza en forma de pelo), pero las reglas de nomenclatura zoológica no lo permitieron (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga 2002).

2.10.4.1. Clasificación Taxonómica:

Reino	: Animalia
Phylum	: Nematoda
Subclase	: Chromadorea
Orden	: Enoplida
Superfamilia	: Trichuroidea
Familia	: Trichuridae
Subfamilia	: Trichurinae
Género	: Trichuris
Especies	: <i>Trichuris gracilis</i> : <i>Trichuris leporis</i>

Fuente: Soulsby, 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010

2.10.4.2. Distribución Geográfica y hospederos:

Las especies de *Trichuris* tienen una distribución cosmopolita y parasitan una amplia gama de hospederos mamíferos (Cafrune *et al.*, 1999; Anderson, 2000). Entre estas, las especies más comunes son *Trichuris trichiura* de los humanos, y *T. muris*, *T. ovis*, *T. suis* y *T. vulpis* de animales sinantrópicos y domésticos. En el género *Cavia*, se ha reportado *Trichuris gracilis* en *Cavia Aperea* y *Cavia aguti* (Dittmar 2002, Rudolphi, 1819), *Trichuris leporis* en *Cavia Porcellus* (Zaldivar, 1990).

2.10.4.3. Morfología:

Es de color blanquecino. Poseen el cuerpo dividido en 2 porciones; una anterior delgada similar a un cabello que contiene un largo esticosoma, la cual se introduce en la mucosa del intestino grueso, y el otro extremo posterior grueso que alberga el intestino y los órganos genitales y se encuentra libre en la luz (Barriga 2002, Quiroz 2010, Gallego 2007)

En los machos, el extremo anterior representa las tres cuartas partes de la longitud del cuerpo; en cambio en las hembras representa dos tercios o cuatro quintos de la longitud del cuerpo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

El extremo anterior en ambos sexo presenta un collar hialino (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). El extremo posterior en el caso de los machos se encuentra enrollado con una sola espícula rodeada por una bolsa prepucial con una superficie externa con o sin

espinas. Y en la hembra, está ligeramente curvado, con la vulva localizada cerca de la unión entre las dos porciones del cuerpo y la vagina sinuosa a lo largo de toda su longitud (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010).

- *Trichuris gracilis*.

El macho no ha sido descrito. La hembra mide 38.56 - 39.62 mm de largo, la sección anterior mide 21.52 - 27.44 mm de largo y la posterior mide 15.10 - 18.40 mm de largo (Figura 9). El ancho máximo de la sección posterior es 0.6-0.7 mm, en la región vulvar 0.3-0.4 mm, y en el medio de la región esofágica 0.10 - 0.14 mm. El extremo cefálico suele estar doblado en sentido dorsal, mientras que los "hombros" laterales pequeños son perceptibles; el anillo nervioso está a 0.6-0.7 mm del extremo anterior del cuerpo. La banda bacilar comienza directamente detrás del anillo nervioso expandiéndose hasta 1/3 de la circunferencia del cuerpo (0.021 - 0.032 mm) y desaparece en el límite entre el esófago y el intestino. La vulva se encuentra un poco por detrás (0,7 mm) de la unión del esófago con el intestino; por lo general, no sobresale por encima del cuerpo. El extensor muscular mide en promedio 2.79 x 0.17 mm. Un conducto cilíndrico estrecho une el esófago con el útero ancho. El labio uterino posterior se encuentra a una distancia de 0.9-1.53 mm del extremo posterior del cuerpo (Halls, 1916; Skrjabin y Shikhobalova, 1970). El ano se encuentra subterminal entre dos pequeños lóbulos laterales (Skrjabin y Shikhobalova, 1970).

Los huevos miden 50-59 x 23-28 μm (Skrjabin y Shikhobalova, 1970).

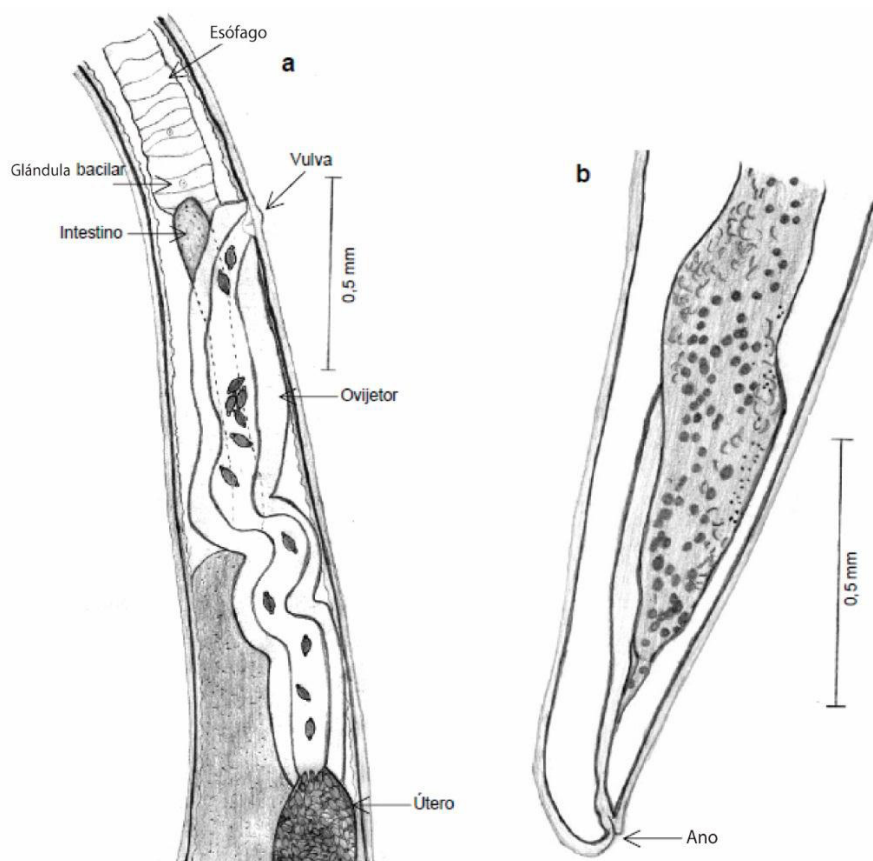


Figura 9: *Trichuris gracilis*. a) Región vulvar; b) Región posterior de la hembra. (Fuente: Skrjabing y Shikhobalova, 1970)

- *Trichuris Leporis*

Macho: El cuerpo mide 19 - 21 mm de largo (Baker y Flynn, 2007), con un ancho máximo de 0.43 mm; el ancho en el esófago es de 0.429 mm. La espícula tiene 1.6 mm a 3.2 mm de largo y 0.08 mm de ancho en el extremo proximal y aproximadamente 0.008 mm en el extremo distal (Skrjabing y Shikhobalova, 1970; Baker y Flynn, 2007). La vaina espicular es estrecha y diáfana, de 1.34 - 1.55 mm de largo y de aproximadamente 0.052 a 0.059 mm de ancho distalmente y de 0.02 mm proximalmente. La vaina espicular está cubierta de espinas que son más densas en la parte proximal y más pequeñas y más raras en la parte distal. (Skrjabing y Shikhobalova, 1970). El tubo cloacal es extremadamente angosto, mide 5.3 - 6.4 mm de largo, la vaina espicular termina a una distancia fija en frente del comienzo de la cloaca. El conducto eyaculador es muy largo (7-7.6 mm) y casi igual a la mitad de la longitud de la parte gruesa del cuerpo y más del doble del conducto deferente que tenía 3-3.5 mm de largo en las muestras estudiadas. Estas partes del conducto genital son articulaciones por una constricción muscular discreta. El testículo

está retorcido y termina cerca del medio del canal cloacal (Skrjabin y Shikhobalova, 1970) (Figura 10). Hembra: el cuerpo mide 17.4 a 20.9 mm de largo y aproximadamente 1,12 mm de ancho. (Baker y Flynn, 2007). La vulva está acosada por espinas grandes, mientras que las espinas en la vagina son más pequeñas (Skrjabin y Shikhobalova, 1970).

Los huevos son de 60-67 μm de largo (con opérculos) y 29-35 μm de ancho (Skrjabin y Shikhobalova, 1970; Baker y Flynn, 2007). Halls (1916) describe un tamaño menor de los huevos 56 μm de largo con opérculos y 52 μm sin ellos.

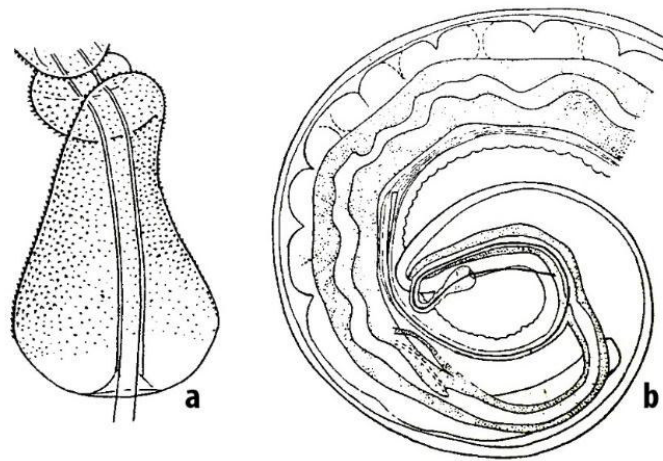


Figura 10: *Trichuris leporis* a) Vaina espicular del macho; b) Extremo caudal del macho. (Fuente: Skrjabin y Shikhobalova, 1970)

2.10.4.4. Ciclo de Vida:

Las hembras ponen diariamente varios centenares de huevos sin segmentar, que son excretados junto a las heces. Estos huevos alcanzan el estadio infectante (Huevo más larva 1) en unas 3 semanas, en condiciones favorables (Humedad, temperatura, oxigenación, composición del suelo entre otros); sin embargo, el desarrollo puede ampliarse a bajas temperaturas (6 a 20°C), o llegar a inactivarse en con el sol directo o la sequedad (Gallego, 2007). A 33°C la larva infectante se desarrolla en 18 días y las larvas permanecen viables por más de 1 año, pero no eclosionan hasta ser ingeridas por el hospedero adecuado. El cuy adquiere al parásito ingiriendo los huevos con larva 1; las larvas penetran en la pared

intestinal y permanecen de dos a diez días, antes de migrar al ciego, donde evolucionan hasta adultos (Figura 11) (Soulsby, 1987).

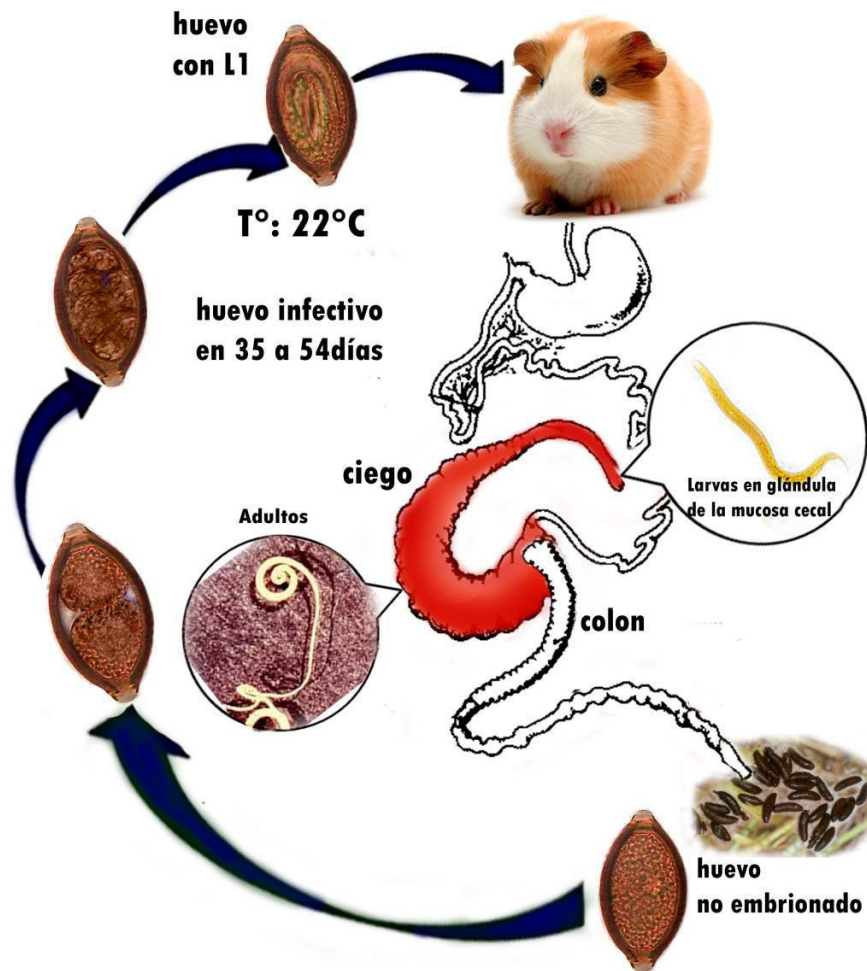


Figura 11: Ciclo biológico de *Trichuris* spp. en cobayos (*Cavia porcellus*). (Fuente: Vargas *et al.*, 2014)

2.10.4.5. Signos, Patogenia y Lesiones.

El estadio más patógeno es el preadulto, sin embargo la mayoría de infecciones son asintomáticas (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Todo inicia cuando las larvas penetran y rompen la mucosa y submucosa cecal y cólica (acción traumática), presionando y obstruyendo las células vecinas (acción mecánica) y alimentándose de tejidos y sangre (acción expoliatriz) (Quiroz, 2010). La larva se desarrolla rápidamente y en pocos días abandona la pared del intestino, madurando en el lumen.

La porción de anterior de los adultos penetra la pared intestinal (acción traumática) y se embebe, perforando capilares y desgarrando tejidos (acción mecánica). El parásito se alimenta de exudado tisular y de sangre (Quiroz, 2010). Es posible que estos parásitos elaboren sustancias hemolisantes, que al ser absorbidas por el hospedero le genere anemia hemolíticas (Cordero del Campillo *et al.*, 1999), además se considera que permite la colonización de bacterias las cuales forman nódulos y abscesos.

Los signos se manifiestan en presencia de un gran número de vermes (Quiroz, 2010). Los animales jóvenes presentan diarreas mucosanguinolentas agudas, anemia, anorexia que conllevan a un enflaquecimiento progresivo, reducción del crecimiento y en algunos casos la muerte del animal (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010). En infestaciones moderadas la diarrea es crónica, con reducción de peso y anemia (Quiroz, 2010).

Las lesiones dependen de la cantidad de vermes que intervienen y se dan sobretodo en el ciego, raramente en el colon (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010). El parásito penetra hasta los folículos linfáticos cerca de la *muscularis mucosa* dando lugar a necrosis coagulativa mientras que en otros casos se da hiperemia e infiltración linfocítica. En cargas elevadas se produce congestión de la mucosa y en otras oportunidades se presenta tiflitis y colitis crónica, además de presentarse petequias. La destrucción de la mucosa da lugar a la formación de 2 tipos de nódulos, uno blando que contiene pus, en la porción anterior del gusano; un segundo, duro, encapsulado, rodea una masa debajo de la superficie de la mucosa (Quiroz, 2010). A nivel microscópicos se observan vermes y huevos en las lesiones, con marcada infiltración linfocítica, plasmocítica y eosinofílica. En algunas ocasiones las lesiones presentan ectasia capilar con infiltrado linfocítico y abundante moco. En los adultos a nivel de las glándulas intestinales e inflamación catarral (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010).

2.10.5. Infección por el género *Passalurus*

P. ambiguus es un oxiúrido localizado a nivel del ciego y colon de lagomorfos, domésticos y salvaje; descrito por 1era vez por Rudolphi en 1919.

2.10.5.1. Clasificación Taxonómica

Reino	Animalia
Phylum	: Nematoda
Subclase	: Chromadorea
Orden	: Oxyurida
Superfamilia	: Oxyuroidea
Familia	: Oxyuridae
Género	: Passalurus
Especie	: <i>Passalurus ambiguus</i>

Fuente: Soulsby 1987; Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010; Taylor *et al.*, 2016,

2.10.5.2. Distribución geográfica y hospederos

Dentro de este genero la especie mas conocida es el *Passalurus ambiguus*, el cual se localiza en el ciego y colon de lagomorfos a nivel mundial. Algunos autores como Fox *et al.*, (2015) mencionan que “los oxiuridos son hospedero específico y no han sido reportado ni cobayos ni chinchillas”; sin embargo Chauca (1997) mencionan a este género como “un parasito específico de los cuyes en Perú”, pero sin indicar la especie.

2.10.5.3. Morfología

Los miembros de género son vermes pequeños, de color blanquecino y cuerpo flexuosos (Cordero del Campillo *et al.*, 1999); a nivel del extremo anterior poseen una boca simple y un corto vestíbulo con 3 dientes que rodean la abertura del esófago. El esófago es típico de los oxuroideos (Taylor *et al.*, 2016) con una dilatación prebulbar y un gran bulbo (Figura 12) (Soulsby, 1987; Quiroz, 2010, Mehlhorn, 2016a).

El macho mide de 3 a 5 mm de longitud; posee una cola larga que termina en un apéndice en forma de látigo y con las caudales estrechas a nivel de la cola y pequeñas papilas detrás del ano y 2 papilas pedunculadas a nivel del punto caudal que soporta las alas. Las espículas son relativamente cortas y mide de 0.09 – 0.12 mm de longitud (Soulsby, 1987; Quiroz, 2010; Mehlhorn, 2016a). No poseen gubernaculo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Las hembras son más grandes que los machos y miden de 8 a 12 mm, posee una cola afilada de 3.4 – 4.5 mm de longitud, y la cutícula de su extremo distal presenta unas 40 estriaciones circulares. La vulva se abre a 1.54-1.89 mm del extremo anterior (Soulsby 1987).

La morfología de los huevos es aplanada a un lado y su tamaño varía de 93-105 por 34-45 μm (Soulsby 1987; Baker y Flynn, 2007; Mehlhorn, 2016a).

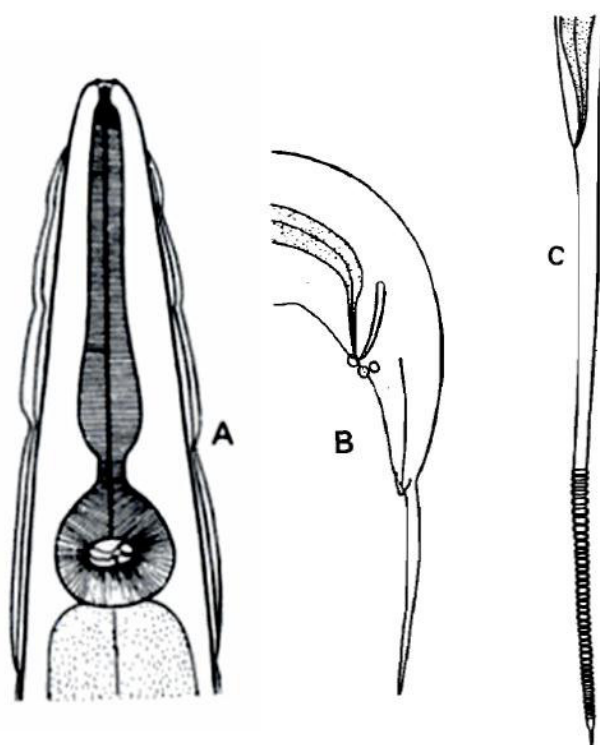


Figura 12: *Passalurus* spp. 12a vista ventral de extremo anterior. 12b vista lateral del extremo posterior del macho. 12c vista lateral del extremo posterior de la hembra. (Fuente: Quiroz, 2010)

2.10.5.4. Ciclo de Vida

P. ambiguus es un nemátodo monoxeno de ciclo evolutivo directo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Las hembras eliminan los huevos en estado de blástula sobre las bolitas de heces, en la luz o en las paredes del recto (Quiroz, 2010). Estos evolucionan rápidamente y en 18-48 horas ya se ha formado una larva 3 infectante en su interior. Se menciona que el desarrollo de larvas dentro del huevo a menudo comienza en el recto del

hospedero, de modo que varios huevos excretados ya contienen la larva 3 infectiva (Mehlhorn, 2016a).

El contagio es directo, por ingestión de los huevos con larva 3 junto con alimentos contaminados o por autoinfección, muchas veces por cecotrofia (Baker y Flynn, 2007). Una vez ingeridos, los huevos eclosionan en el ciego y las larvas penetran en las criptas de su mucosa e incluso en la pared intestinal donde mudan a larvas 4 que salen a la luz intestinal y llegan a la forma adulta. (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Baker y Flynn, 2007). Sin embargo, finalmente permanecen en la luz del intestino. (Baker y Flynn, 2007). Además poseen un periodo prepatente es de 56 a 64 días (Quiroz, 2010)

2.10.5.5. Signos, Patogenia y Lesiones.

En referencia a los signos clínicos, generalmente el parásito se describe como no patógenos (Soulsby 1987, Fox *et al.*, 2015; Meredith y Lord, 2016). Sin embargo Infecciones fuertes con cargas altas en conejos jóvenes pueden causar prurito perianal y ser parte del complejo de enteritis (Meredith y Lord, 2016); además se asocia con trauma autoflingido y prolapso rectal (Quesenberry y Carpenter, 2012; Beker y Flynn, 2007). Puede presentarse en casos severos alternancia entre diarreas y estreñimiento interfiriendo en el crecimiento de los gazapos e incluso llegar a la caquexia (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Debido a la rareza de las manifestaciones clínicas, la patogénesis del organismo y la enfermedad asociada no se ha descrito bien. (Suckow *et al.*, 2012). Se han observado cambios patológicos limitados; la inflamación de la mucosa producida por la invasión de las larvas tiene una importante repercusión en los animales jóvenes, pudiéndose observar estadios juveniles en cortes histopatológicos de secciones intestinales (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Baker y Flynn, 2007; Suckow *et al.*, 2012). Además permiten la invasión de otros agentes más patógenos, como los coccidios (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

Richardson (2003) y Quesenberry y Carpenter (2012), mencionan que el *P. ambiguus* deberían considerarse habitantes normales de los intestinos de conejo ya que típicamente no son patógenos.

B. PHYLUM PLATHELMINTHES

El phylum Plathelminthes contiene 2 clases de vermes parasitarios: Tremátodos y céstodos. Reciben el nombre de gusanos planos y se caracterizan por poseer cuerpos con simetría bilateral, alargados y aplanados dorsoventralmente, la mayoría son hermafroditas, excepto por los esquistosomas, el tubo digestivo comunica con el exterior por un único orificio que funciona como boca y ano. Carecen de formaciones esqueléticas, de aparato circulatorio y respiratorio. Poseen ventosas para fijarse al hospedero y tienen ciclo indirecto involucrando a uno o varios hospederos intermediarios según la especie (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Barriga, 2002; Gallego, 2006).

En el género *Cavia* se han descrito algunas especies de Platelminetos, parasitando el tracto gastrointestinal de estos roedores, específicamente en los cuyes domésticos.

B.1. TREMÁTODOS

Los trematodos también llamados dístomas, duelas o “flukes”, en inglés, miden unos pocos milímetros hasta unos 10 cm de largo, la mayoría tiene forma de hoja, excepto los paramfistómidos que tienen forma de pera. Dentro de este grupo se han descrito a *Fasciola hepatica* y *Fasciola gigantica* parasitando a cuyes, tanto domésticos como silvestres (Vilchez, 1988; Barriga, 2002; Dittmar, 2002; Baker y Flynn, 2007); además se ha reportado *Pseudoquiqueserialis caviae* y *Taxorchis caviae* en intestino delgado y grueso del *Cavia aperea aperea*, respectivamente (Pereira, 2006).

2.10.6. Infección por *Fasciola hepatica*

Es un trematodo hematógeno y hermafrodita, que se localiza en los conductos biliares de mamíferos herbívoros y del hombre, necesitando para su desarrollo un hospedero intermediario, un caracol de la familia Lymnaeidae (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010). Es aplanado dorso ventralmente, pudiendo alcanzar medidas de 20 – 40 mm de largo por 10-15 mm de ancho, de color pardo verdoso y de forma foliácea. Poseen 2 ventosas muy próximas: una ventral, más grande que la ventosa oral y un proceso cónico en su extremo donde se encuentra la boca. La superficie corporal se halla cubierta de escamas a modo de púas dirigidas hacia atrás. Los huevos son grandes (130-150 x 63-90 um), amarillentos y operculados (Rojas, 1993; Urquhart *et al.*, 2001; Quiroz, 2010).

Los cuyes se infectan de trematodos al consumir forrajes contaminados con metacercarias infectivas (Baker y Flynn, 2007; Fox *et al.*, 2015), esto sucede en países donde se utiliza al cuy como fuente de proteína; sin embargo raramente sucede en cuyes usados como animales de laboratorio o en tiendas de mascotas (Baker y Flynn, 2007; Suckow *et al.*, 2012). Una vez ingeridos, las metacercarias eclosionan en el intestino delgado y migran a través de la pared hacia la cavidad peritoneal y el hígado. Los trematodos juveniles se desarrollan en el hígado y, una vez maduros, se entierran en los conductos biliares. Los huevos salen con la bilis y entran al intestino, donde pasan en las heces. Es necesario un hospedero intermedio de caracol para la maduración de cercarias a metacercarias infecciosas, las cuales se enquistan en las hojas (Cordero del Campillo *et al.*, 1999; Quiroz, 2010).

Los principales signo son anorexia, debilidad y muerte subita. Levano (1994), menciona que “cuyes inoculados con 13 metacercarias desarrollan la forma subaguda y crónica de la enfermedad similar a lo observado en vacunos y ovinos, presentando a partir de la 9na anorexia, perlaje hirsuto, ascitis y debilidad, en cambio, cuyes inoculados con 20 metacercarias murieron antes de la 6ta semana post-inoculación mostrando decaimiento, anorexia, abdomen dilatado, pelo erizado y liquido serosanguinolento en el abdomen”. (Baker y Flynn, 2007).

A la necropsia es posible encontrar congestión y hemorragia hepática, especialmente alrededor de los vasos portal, venas centrales y sinusoides (Chauca, 1997; Baker y Flynn, 2007). También se pueden observar rastros fibronecróticos y granulomas en el hígado. Otra patología debido a la infección del distoma es a menudo el resultado de una migración aberrante, lo que produce quistes en áreas como el riñón, la cavidad peritoneal y la cavidad pélvica. Los quistes a menudo contienen líquido de color marrón (Baker y Flynn, 2007).

B.2. CÉSTODOS

Son parásitos semejantes a una cinta, con un cuerpo segmentado, de color blanquecino, largos y delgados, sin cavidad corporal ni tubo digestivo (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Los estadios adultos presentan un órgano de fijación llamado escólex y un cuerpo, o estróbilo, constituido por segmentos llamados proglótides. Estos se localizan en el tracto digestivo de los hospederos definitivos y requieren de hospederos

intermediarios para el desarrollo de su ciclo evolutivo (Botero y Restrepo, 2006; Quiroz, 2010). Mientras que los estadios larvales, conocidos como metacéstodos, se localizan en el hospedero intermediario y reciben varios nombres según la especie.

La infección por cestodos adultos en cuyes domésticos es poco frecuente, pero se ha reportado *Monoecocestus parvitesticulatus* (Pinto, 2002) en intestino delgado y grueso de cuyes recolectados durante 52 años y que están depositadas en la Colección de Helminología del Instituto Oswaldo Cruz (CHIOC).

Por otro lado se han reportado metacéstodos a nivel del tracto gastrointestinal como el *Cysticercus tenuicollis*, localizado en el omento, el mesenterio abdominal y en la superficie de varios órganos abdominales, sobre todo en el hígado (Bustamante y Bustamante, 2009); *Cysticercus pisiformis*, encontrándose en forma de racimos de 30 a 40 parásitos en vesículas sobre la superficie hepática o en el mesenterio (Aliaga, 1995). También se ha reportado Quiste Hidatídico, metacestodo de *Echinococcus granulosus*, en hígado y pulmones de cobayos (Bustamante y Bustamante, 2009).

2.11. Diagnóstico de la helmintiasis gastrointestinal.

Aunque existe un gran interés actual en el uso de serología y técnicas moleculares como ayuda para el diagnóstico de helmintosis, el examen fecal de la presencia de huevos, de gusano o larvas sigue siendo la técnica más común para el diagnóstico (Bowman, 2014).

2.11.1. Detección de Huevos en Heces (Técnicas Coprológicas).

2.11.1.1. Técnicas Cualitativas

2.11.1.1.1. Frotis directo

Consiste en mezclar unas gotas de agua con su equivalente de heces en un portaobjeto, y colocar un cubreobjeto para observar en el microscopio. Nos permite detectar un amplio rango de huevos o larvas principalmente en infecciones con cargas elevadas debido a que la cantidad de heces utilizada es mínima (Bowman, 2014).

2.11.1.1.2. Técnicas de Concentración

Los huevos de helmintos pueden concentrarse por diversos procedimientos (flotación, sedimentación, o por combinación de ambos), para confirmar los resultados del examen directo y conocer la intensidad del parasitismo. La elección dependerá de diversos factores entre los que se encuentran la implementación del laboratorio, experiencia del personal, procedencia de la muestra (zona geográfica), especie parasitaria y su prevalencia, entre otros. (Beltrán *et al.*, 2003).

a) Método Concentración por Flotación.

Registra presencia o ausencia de parásitos y es de particular interés en casos de diagnósticos individuales (Rojas, 2004). El principio de esta técnica es que los huevos se suspenden en una solución con gravedad específica alta, permitiendo que floten. Los huevos de nematodos y cestodos flotan en soluciones con una gravedad específica de 1.10-1.20; mientras que de trematodos al ser pesados, requieren una gravedad específica mayor (1.30-1.35). Las soluciones para flotar nematodos y cestodos se basan principalmente en cloruro de sodio (NaCl) o Azúcar, a veces, sulfato de magnesio (MgSO₄). En el caso de huevos de trematodos, las soluciones saturadas de cloruro de zinc (ZnCl₂) o sulfato de zinc (ZnSO₄) son ampliamente utilizadas. Cualquiera fuera la solución empleada, se debe controlar la gravedad específica y examinar rápidamente la solución que contiene los huevos o las larvas, de lo contrario puede producirse distorsiones (Cuadro 4) (Bowman, 2014).

b) Método Concentración por Sedimentación.

Las técnicas de sedimentación al igual que los frotis directos permiten identificar formas parasitarias demasiado pesadas o delicadas para concentrarse por flotación. Esta técnica es más sensible que el examen directo en términos de cantidad de parásitos detectados y es más fácil de leer ya que gran parte de desechos fecales se han eliminado. Es particularmente apropiado para huevos de trematodos y acantocéfalos; sin embargo, la sedimentación es mucho menos sensible que la flotación con solución sobresaturada de azúcar, para la mayoría de huevos de nematodos y ooquistes incluyendo *Cryptosporidium* sp., menos sensible que la flotación con sulfato de zinc (gravedad específica 1.18) para quistes de *Giardia* sp. frescos y larvas de Filaroides, y menos sensible que la técnica de Baermann descrita más tarde para las larvas de Strongyloides,

Aelurostrongylus y *Dictyocaulus* y otras larvas de nematodos activos (Rojas, 2004; Serrano *et al.*, 2010; Bowman, 2014).

Cuadro 4: Claves morfológicas para la identificación de huevos de los helmintos gastrointestinales que afectan la producción de cuyes.

Especies Parasitarias	Descripción morfométrica de los huevos	Referencia
<i>Paraspidodera uncinata</i>	Forma elipsoidal con cubierta gruesa Tamaño: 50–56 μm . x 40–44 μm . 73–94 μm . x 52–73 μm .	Sutton <i>et al.</i> , 1976 Rossin <i>et al.</i> , 2004
<i>Trichuris spp</i>	Forma de limón con un tapón visible en cada extremo; de color amarillo o marrón <i>T. gracilis</i> : 50–59 x 23–28 μm <i>T. leporis</i> : 60–67 x 29–35 μm	Skrjabin y Shikhobalova, 1970 Baker y Flynn., 2007
<i>Capilaria spp</i>	Similares a los de <i>Trichuris</i> , aunque mas atonelado e incoloros	Urquhart <i>et al.</i> , 2001 Barriga, 2002
HTS	Forma ovoide, incoloro y de cubierta delgada. Tamaño: 70–100 μm . x 40–60 μm .	Cordero del Campillo <i>et al.</i> , 1999 Quiroz, 2010
<i>Passalurus sp</i>	Son ligeramente aplanados por un lado, al salir con las heces se encuentran embrionados Tamaño: 95–103 x 43 μm .	Taylor <i>et al.</i> , 2016 Quiroz, 2010

2.11.1.2. Técnicas Cuantitativas

2.11.2.2.1. Técnicas McMaster

Sirve para realizar una estimación aproximada de la carga parasitaria, y por tanto se su posible significación clínica, a través del número de ooquistes, huevos o larvas por gramo de heces (Rojas, 2004; Serrano *et al.*, 2010; Bowman, 2014). Utiliza cámaras de conteo que permiten el análisis de un volumen conocido de suspensión fecal (2 x 0.15 ml). Por lo cual, si se usa un peso de heces y un volumen solución flotadora conocidos, el número de huevos por gramo de heces (h.p.g.) puede ser calculado (Bowman, 2014).

La cantidad de huevos resulta de la multiplicación del número de huevos dentro del área por un factor de conversión. La cámara de McMaster tiene dos componentes, cada uno marcado con una rejilla sobre la superficie superior. Cuando se llenan las cámaras, los detritos se sedimentan por su peso mientras los huevos flotan a la superficie, donde se visualizan y cuentan, los que se ubican dentro de las rejillas (Serrano *et al.*, 2010).

2.11.2 Técnica para la recuperación de helmintos a la necropsia

Es una alternativa para lograr la identificación del parásito es a través del recuento diferencial de helmintos al examen *post mortem* el cual permite identificar, contar y calcular el número de las especies de parásitos que afectan al animal (Rojas, 1993; Cordero del Campillo *et al.*, 1999). Esta técnica se realiza en animales recién sacrificados (antes de mostrar *rigor mortis*), debido a que los helmintos se descomponen rápidamente dentro del cadáver en condiciones cálidas. Además muchos parásitos no se pueden observar a simple vista (por tamaño, color o forma) por lo cual se observa con un estereoscopio y en algunos casos con microscopio (Cuadro 5) (Serrano *et al.*, 2010).

Cuadro 5: Claves morfológicas para la identificación helmintos gastrointestinales adultos que afectan la producción de cuyes.

Helmintos	Claves para Identificación morfológica	Referencia
<i>Paraspidodera uncinata</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Cuerpo alargado. • Extremo anterior con 3 labios prominentes; 1 dorsal y 2 ventrolaterales. • Cutícula con estriaciones transversales. • Esófago con un bulbo en el extremo posterior. • Tamaño: Macho (11 a 22 mm); hembra (14,12 a 26 mm) 	Rossin <i>et al.</i> , 2004 Da Silva <i>et al.</i> , 2015
<i>Trichuris spp</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Parte anterior más delgado y larga que la posterior. • Macho: Parte final del cuerpo enrollado dorsalmente, presenta 1 espícula envuelta por una vaina espicular. • Hembra: Extremo posterior ligeramente doblado pero no forma una espiral. 	Skrjabing y Shikhobalova, 1970 Baker y Flynn, 2007
<i>Capillaria spp</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Forma: Filamentosa de 1,0 a 5,0 cm de longitud • Esofago (esticosoma) estrecho y ocupa la mitad de la longitud. • Macho: 1 sola espícula larga y delgada además una estructura similar a una bolsa primitiva 	Urquhart, 2001 Barriga, 2002.
<i>Trichostrongylus axei</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Sin capsula bucal • Poro excretor en la región esofágica. • Macho: Espículas de diferente tamaño y forma; presenta gubernaculo 	Cordero del Campillo <i>et al.</i> , 1999 Quiroz, 2010
<i>Passalurus sp</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Esófago oxiuroideo, con dilatación prebulbar y un fuerte bulbo. • Macho: Cola larga con un apéndice en forma de látigo. • Hembra: cola afilada, con cutícula en su extremo distal. 	Soulsby, 1987 Quiroz, 2010 Mehlhorn, 2016a

2.12. Tratamiento, Control y Prevención

La mayoría de productores, intenta controlar el parasitismo tratando a los animales que se enferman, éste es el tratamiento curativo clásico y el menos eficiente porque trata a los animales cuando ya se produjo daño y contaminaron la cama; es por ello que es más efectivo tratar a los animales en las épocas del año en que se produce la mayoría de infecciones (Barriga, 2002).

El control debe estar orientado a un bien saneamiento de las instalaciones las cuales incluyen la limpieza y remoción periódica de la cama, sumado al uso de antihelmínticos de amplio espectro, que permitan controlar los nematodos gastroentéricos. Se puede utilizar: Levamisol, Febendazol y Albendazol. Cuando se ha detectado el problema se aconseja realizar dosificaciones después del destete y repetir el tratamiento al mes. En las reproductoras, 15 días antes de la parición, mediante la adición de antihelmíntico al alimento (Urquhart *et al.*, 2001; Florián, 2004).

El tratamiento específico de *P. uncinata*, presenta pocos protocolos descritos, la administración de Piperazina en 3 g/l en el agua potable por 7 días ha demostrado ser efectivo, Levamisol a dosis de 25 mg / kg vía S.C ó 10mg/kg vía oral (Eliazian *et al.*, 1975). La administración de Febendazol (20mg/kg), Tiabendazol (100-200 mg/kg) y mebendazol (50 mg/kg) vía oral, también son eficaces. La administración de Ivermectina a 200-500 µg por vía subcutánea es también probable que sea eficaz (Baker y Flynn, 2007; Karl y Peernel, 2008; Taylor *et al.*, 2016).

Para las infecciones por *Trichuris gracilis*, también son efectivos el uso de febendazol, mebendazol e ivermectina (Karl, 2008). La administración de febendazol a dosis de 50 mg/kg en el alimento por 5 días, en asociación con el manejo adecuado ha demostrado ser efectivo contra *Passalurus* sp (Baker y Flynn, 2007; Taylor *et al.*, 2016). En el caso de *Trichuris* spp. y *Capillaria* spp., el levamisol administrado en el agua de bebida es altamente eficaz, al igual que numerosos benzimidazoles administrados en el pienso. En *Trichuris* spp., se ha demostrado que el levamisol tiene una efectividad de 70 a 80%, mientras que el Parbendazol a dosis de 20mg/kg es de 93 a 100% efectivo (Quiroz, 2010).

Para el caso de distomatosis en cuyes se utiliza Triclabendazol al 10 % oral de 0.2 a 0.4ml/kg de cuy (Florián, 2004). El control es principalmente de tipo preventivo, al evitar la alimentación de cuyes con pastos infectados, ya que la infección inclusive con tres

metacercarias produce la muerte del animal (Florián, 2004). Por ello, se recomienda cortar los pastos entre 3 cm o 5 cm sobre el ras de suelo, porque los quistes se adhieren a los tallos en la parte baja del pasto.

Otro método de control en cuyes, es evitar construir galpones en proximidad a otras especies de animales. Se deben mantener agrupados por tamaño y sexo, proporcionándoles el alimento en comederos para evitar el contacto con las heces

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.Lugar y tiempo de estudio

El estudio se realizó en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, departamento de Junín, ubicado a 21 kilómetros al noroeste de la ciudad de Huancayo a una altitud de 3262 msnm con temperaturas medias anuales que oscilan entre 16,3 y - 3,46°C, durante enero del 2017 y enero a octubre del 2018.

El procesamiento de muestras, diagnóstico, identificación y cuantificación de parásitos se llevaron a cabo en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología, Sección Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

3.2.Material Experimental

- **Materiales para la toma y transporte de muestra:** Frascos de plásticos medianos de boca ancha, bolsas de polietileno, guantes quirúrgicos, cajas isotérmicas de tecnopor, geles refrigerantes.
- **Material para el análisis de las muestras:** Agua corriente, frasco tamiz de 60 hilos/pulg, tamiz grande de 60 hilos/pulg, pinzas entomológicas, pinzas planas, formol (10%), alcohol (70%), copas de sedimentación, mortero, gradillas, tubos falcon (15 y 50 ml), pipetas pasteur, pizetas, probeta, bagueta, beaker, jarras medidoras, láminas porta objetos, laminillas cubre objetos, azúcar.
- **Equipos:** Microscopio óptico (LEICA DM500), Microscopio óptico con cámara (LEICA DM750), Estereoscopio (LEICA EZ4), balanza electrónica, agitador magnético.

- **Reactivos:** Alcohol-fenol, Lactofenol, Entellan.

3.3.Tamaño de muestra

El tamaño muestral se determinó mediante la fórmula para estimar una proporción basada en la aproximación normal a la distribución binomial, con 95% de confianza y 5% de precisión (Daniel, 2007). Utilizando la prevalencia de 82,5% obtenida de Sánchez (2013). Resultando 222 tractos gastrointestinales, sin embargo se utilizaron 262 tractos gastrointestinales.

3.4.Experimento

3.4.1.Obtención de muestras

Durante el beneficio de los animales fueron obtenidas muestras de tracto gastrointestinal de manera aleatoria y sistematica cojiendo 1 de cada 4 tractos. Los cuales fueron debidamente identificados (fecha de colecta, número del animal, sexo, etapa productiva y productor) y ligados entre puntos del tracto gastrointestinal a evaluar (cardias, piloro, inicio de ciego y recto), para evitar la migración de parásitos, antes de ser transportados con geles refrigerantes para su procesamiento y análisis. Además, se obtuvieron muestras fecales (aproximadamente 10g) de la porción final del intestino grueso (recto), los mismos que fueron conservados con formol al 10% para su evaluación mediante exámenes coprológicos.

3.4.2.Procesamiento de muestras

El procesamiento de las muestras se realizo en 2 etapas: la primera se ejecutó Huancayo donde en forma individual, se lavó el contenido del tracto gastrointestinal (estómago, intestino delgado y grueso) de cada animal muestreado, iniciándose el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*, los parásitos fueron colocados en frascos con formol al 10% para su posterior procesamiento. La segunda etapa se realizo en el laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM en Lima, donde se recolectaron aclararon e identificaron los parasitos además que se realizo las técnicas coprológicas.

a) Recuento diferencial e identificación de parásitos al examen *post mortem* y estimación de carga parasitaria

Tractos gastrointestinales (estómago, intestino delgado y grueso) fueron sometidos al recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* (Leguía y Casas, 1999), para la identificación y estimación de carga parasitaria. Se abrió el estómago, raspó la mucosa y el contenido se trasladó a un frasco tamiz de 60 hilos/pulgadas, el cual se completó con agua de grifo y agitó repetidas veces hasta el aclaramiento del agua. El contenido se evaluó al estereoscopio, colectando los parásitos adultos con pinzas entomológicas. Este procedimiento se repitió en el intestino delgado y grueso. Los helmintos colectados fueron conservados en alcohol al 70% y aclarados con alcohol-fenol durante 15 minutos para su identificación mediante claves taxonómicas descritas en el cuadro 5.

b) Técnica coprológica cualitativo:

Adicionalmente se utilizó la técnica de flotación de Sheather (Modificado de Barriga, 2002) y la técnica de Dennis modificado para evaluar la presencia de huevos de helmintos gastrointestinales, cuyas características están descritas en el cuadro 4.

3.5. Análisis de datos

3.5.1. Prevalencia

Se calculó la prevalencia de helmintos mediante la determinación del número de muestras positivas al recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*, de cada uno de los parásitos involucrados. Se expresó en forma porcentual con sus respectivos intervalos de confianza al 95% (Daniel, 2007).

3.5.2. Carga parasitaria (número promedio de parásitos por animal)

Se realizó la estimación de parásitos adultos hallados en los animales sacrificados mediante la Técnica Recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*.

3.5.3. Coeficiente Kappa

Se utilizó la prueba de Kappa para determinar el grado de concordancia entre las técnicas coprológicas y el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*

considerándose en su interpretación valores del 0 al 1 (0: pobre; >0-0.2: leve; 0.21-0.40: baja; 0.41-0.60: moderada; 0.61-0.8: buena; 0.81-1: perfecta). (González y Falcón, 1999).

3.5.4. Sensibilidad y Especificidad

Se calculó la sensibilidad y especificidad de las técnicas de flotación en solución sobresaturada de azúcar “Sheather” y la técnica de Dennis modificado (Daniel, 2007).

IV. RESULTADOS

La presencia de parásitos gastrointestinales fue evaluada en cuyes del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, departamento de Junín mediante el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*, obteniéndose una prevalencia del $82.8 \pm 4.6\%$ al 95% de confianza. La prevalencia por especie parasitaria fue: *P. uncinata* (74%), *Capilaria* spp (34%), *T. axei* (6.1%) y *Trichuris* spp (3.4%) (Figura 14, 15, 16 y 17) (Cuadro 6).

Se evaluó la carga de los parásitos localizados en el tracto gastrointestinal, mediante la técnica antes indicada, encontrándose un número promedio 24.7 helmintos por animal. Se halló *P. uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axei* y *Trichuris* spp con promedios de 23.5, 8.7, 1.2 y 1.2 especímenes por individuo respectivamente y como valores máximo de 205, 67, 3 y 2 respectivamente (Cuadro 6).

Cuadro 6: Prevalencia por especies de helmintos y cargas parasitarias en 262 cuyes mediante el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción – Junín, 2018.

Helmintos gastrointestinales	Positivos		Promedio	Rango (Valor max.)
	n	%		
<i>Paraspidodera uncinata</i>	194	74	23.5	205
<i>Capillaria</i> sp	89	34	8.7	67
<i>Trichostrongylus axei</i>	16	6.1	1.2	3
<i>Trichuris</i> spp	9	3.4	1.2	2
TOTAL \pm E.S	217	82.8 ± 4.6	24.7	205

n=número de positivos, E.S=Error Standar

El Cuadro 7 muestra los tipos de parasitismo encontrados en el presente estudio, la mayor frecuencia es de monoparasitismo (50.4%) y el de menor frecuencia triparasitismo (1.9%). Dentro del biparasitismo el más común *P. uncinata* y *Capillaria* spp (25.6%) y en el triparasitismo el más común fue *P. uncinata*, *Capillaria* spp. y *T. axei* (1.53%).

Cuadro 7: Tipos de parasitismo en 217 cuyes parasitados, según especies de helmintos hallados, en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín, 2018.

Tipo de parasitismo	Positivos		Especies asociadas	Género y/o especie	
	n	%		n	%
Monoparasitismo	132	50.4	<i>P. uncinata</i>	114	43.5
			<i>Capillaria</i> spp.	15	5.7
			<i>T. axei</i>	2	0.8
			<i>Trichuris</i> spp.	1	0.4
Biparasitismo	79	30.2	<i>P. uncinata</i> + <i>Capillaria</i> spp.	67	25.6
			<i>P. uncinata</i> + <i>T. axei</i>	7	2.7
			<i>P. uncinata</i> + <i>Trichuris</i> spp.	4	1.5
			<i>Capillaria</i> spp. + <i>T. axei</i>	3	1.2
			<i>Capillaria</i> spp. + <i>Trichuris</i> spp.	2	0.8
Triparasitismo	5	1.9	<i>P. uncinata</i> + <i>Capillaria</i> spp + <i>T. axei</i>	4	1.5
			<i>P. uncinata</i> + <i>Capillaria</i> spp. + <i>Trichuris</i> spp.	2	0.8

n = Número de animales positivos

Además, se evaluaron heces recolectadas del recto mediante técnicas coprológicas basándose en la observación de las características (forma - color) de los huevos presentes (Figura 13) (Cuadro 8); encontrando las mismas especies parasitarias que mediante el conteo diferencial al examen *post mortem*. Adicionalmente se realizaron 100 micromediciones de huevos de *P. uncinata* obteniéndose un promedio de 65.23 µm de largo por 51.61 µm de ancho. Además se identificaron huevos de *Fasciola hepatica* mediante la técnica de Dennis Modificado en 2 de las muestras. Con respecto a la intensidad de parasitosis, solo se encontraron infecciones leves (1 a 3 huevos por campo).

Cuadro 8: Especies y formas parasitarias identificadas con las técnicas coprológicas (Flotación con “Sheather” y Dennis Modificado) y el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*. en el distrito de Matahuasi, Provincia de Concepción – Junín, 2018

Especie Parasitaria	Técnicas coprológicas cualitativas				Técnica cuantitativa	
	Flotación con “Sheather”		Dennis Modificado		Recuento Diferencial de Parásitos al examen <i>post mortem</i>	
	n	Prevalencia (%)	n	Prevalencia (%)	n	Prevalencia (%)
Huevos tipo Strongylus	3	1.1	3	1.1	-	-
<i>Trichostrongylus axei</i>	-	-	-	-	16	6.1
<i>Trichuris</i> spp	1	0.4	5	1.9	9	3.4
<i>Capillaria</i> spp	24	9.2	12	4.6	89	34
<i>Paraspidodera uncinata</i>	75	28.6	59	22.5	194	74
Huevos de <i>Fasciola hepatica</i>	-	-	2	0.8	-	-
Total (% ± E.S)	91	34.7 ± 5.8	79	30.2 ± 5.6	217	82.8 ± 4.6

N = Número de animales positivos, E.S = Error standar

Por otro lado en el cuadro 9 se muestran los resultados obtenidos mediante la prueba de Kappa donde se encontró que las técnicas coprológicas utilizadas tienen un grado de asociacion leve contra el Recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* y son irremplazables.

Cuadro 9: Determinación del grado de concordancia mediante el índice Kappa entre las técnicas coprológicas con el Recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepcion. Junin, 2018.

	Kappa	Grado de asociación
A	0.19	leve
B	0.13	leve

- A. Recuento diferencial de parásito al examen *post mortem* – Flotación de Sheather
 B. Recuento diferencial de parásito al examen *post mortem* – Dennis modificado

Adicionalmente en el cuadro 10, se analizaron los resultados de la técnica de Sheather y Dennis Modificado para determinar la sensibilidad y especificidad en el diagnóstico helmintiasis gastrointestinal, siendo la sensibilidad de ambas pruebas baja (39.63 y 29.49)

Cuadro 10: Determinación de la Sensibilidad y Especificidad de las técnicas coproparasitológicas en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción. Junín, 2018

Técnicas Evaluadas	Sensibilidad (%)	Especificidad (%)
Flotación con solución sobresaturada de azúcar “Sheather”	39.6	88.9
Sedimentación de Dennis Modificado	29.5	93.3

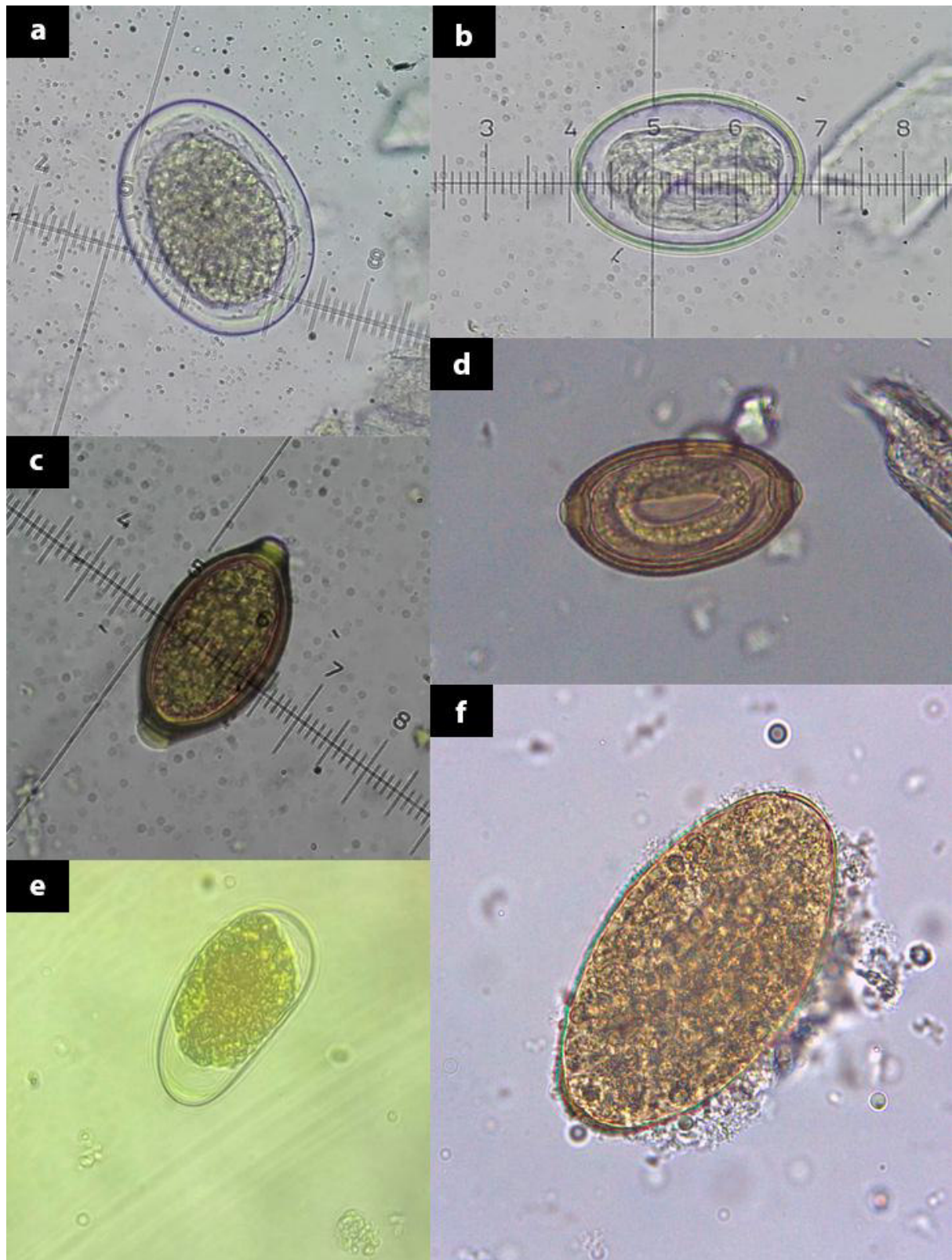


Figura 13: Huevos de helmintos encontrados mediante las técnicas coprológicas de Flotación de Sheather y Sedimentación de Dennis Modificado: **a** y **b** huevos de *Paraspidodera uncinata* (400 X). **c.** huevo de *Trichuris* spp. (400 X). **d.** huevo de *Capillaria* spp. larvado. **e.** huevo tipo *Strongylus* “HTS” (400 X). **f.** huevo de *Fasciola hepatica* (400 X) (Fuente: Rios, 2018).



Figura 14: Características morfológicas de *Trichostrongylus axei*: **a.** Vista ventral del extremo anterior; nótese el poro excreto (flecha negra) característico de éste género (100X). **b.** Vista ventral del extremo posterior de un macho; se observan las espículas desiguales (flecha roja) (400 X) (Fuente: Rios, 2018).

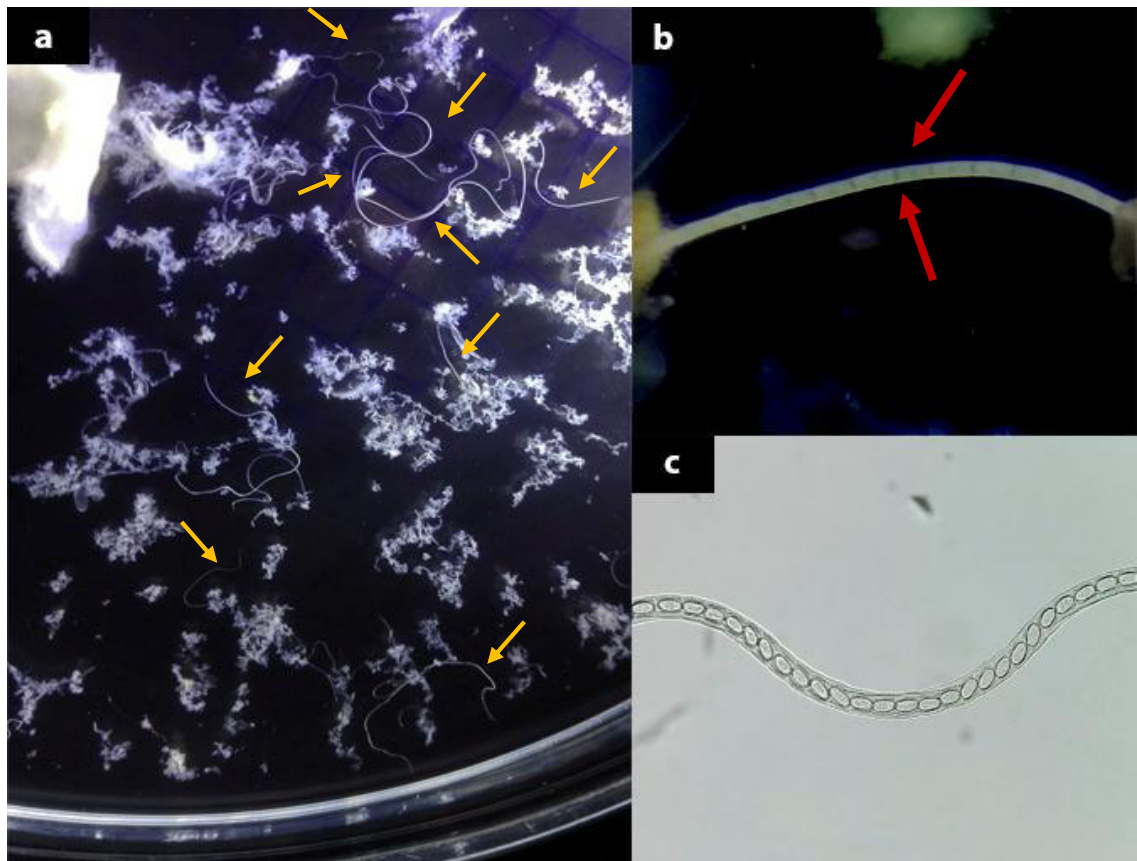


Figura 15: Características morfológicas de *Capillaria* spp.: **a.** Especímenes observados al estereoscopio (flecha amarilla) (80X). **b.** Esticoma (350X) (flecha roja). **c.** Hembra grávida (100X) (Fuente: Rios, 2018).

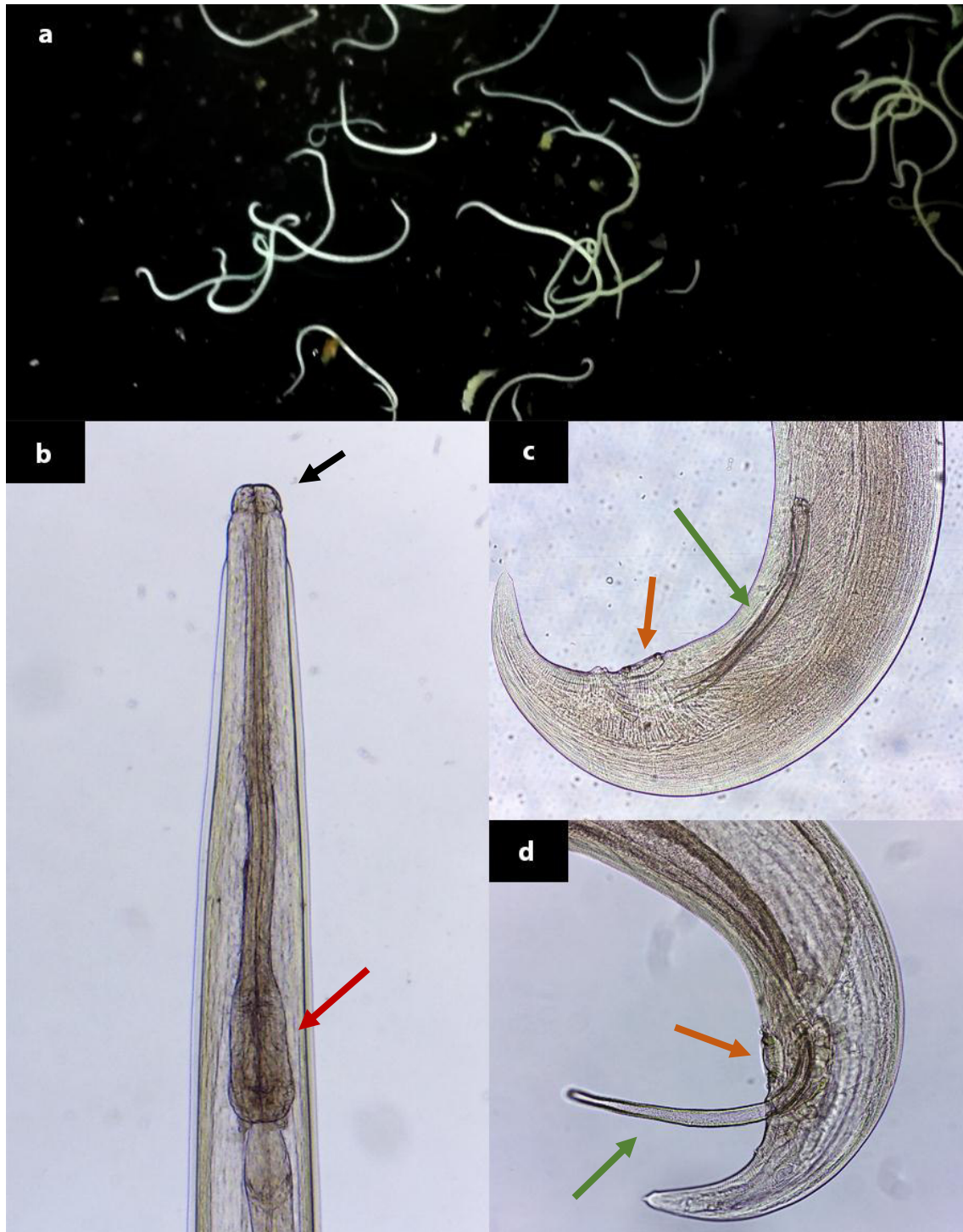


Figura 16: Características morfológicas de *Paraspidodera uncinata*: **a.** Especímenes observados al estereoscopio (80X). **b.** Vista ventral del extremo anterior; obsérvese los 3 labios prominentes característicos de esta especie (flecha negra); además nótese el bulbo esofágico (flecha roja) (100X). **c** y **d** Vista lateral del extremo posterior, se observan las espículas uniformes (flecha verde) y la papila precloacal (flecha naranja) (100X) (Fuente: Rios, 2018).

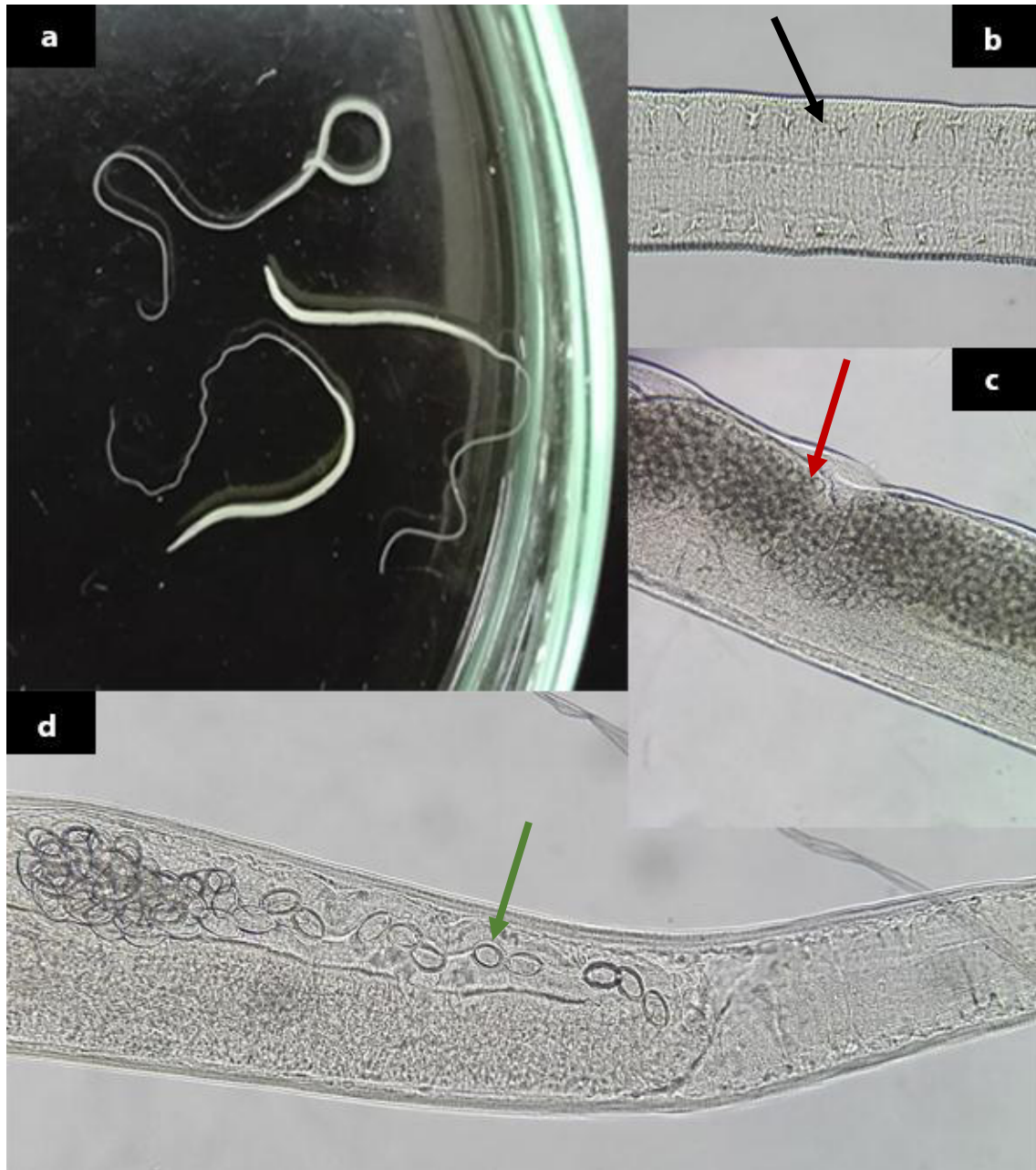


Figura 17: Características morfológicas de *Trichuris* spp.: **a.** especímenes observados al estereoscopio (80X). **b.** Vista ventral del extremo anterior, se observa el esticosoma (flecha negra) (400X). **c** y **d** Vista ventral del extremo anterior de una hembra grávida, nótese el útero lleno de huevos (flecha roja) (400X) y el oviyector (flecha verde) (400X) (Fuente: Rios, 2018).

V. DISCUSIÓN

La industria cavícola se encuentra atravesando un crecimiento tecnológico a diferente escala a nivel nacional, por representar una importante fuente de proteína animal (Chauca, 2018). Los problemas sanitarios constituyen la mayor merma de producción (Chauca, 1997), por lo que es necesario identificar las causas de morbilidad y mortalidad a fin de implementar estrategias de control sanitario. En relación a la parasitosis existe una alta susceptibilidad de los cuyes a estas infecciones, por lo cual se hace necesario evaluar el parastismo gastrointestinal, sobre todo en centros productores en crecimiento.

El presente estudio reportó una alta prevalencia de helmintiasis gastrointestinal de $82.8 \pm 4.6\%$ en cuyes del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín (Cuadro 6), mediante el recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem*, correspondiendo la totalidad de estos parásitos a nemátodos. El porcentaje observado es similar a los reportados por García *et al.* (2013) y Sánchez (2013), de 82.46 y 89% en Ancash y Junín respectivamente, mediante el análisis de tractos gastrointestinales durante el beneficio. Los valores similares, pueden deberse a semejanzas en las condiciones medioambientales (geográficas y climatológicas), tipo de crianza (familiar–comercial en pozas), alimentación en base forraje, donde existe mayor predisposición a infección parasitaria (Chauca, 1997, Morales, 2013).

La helmintiasis gastrointestinal en cuyes presenta una múltiple etiología parasitaria, pudiendo verse afectada por nemátodos, céstodos y tremátodos; siendo demostrado que que la nematodiasis resultó ser la única parasitosis gastrointestinal presente. Altas

frecuencias de helmintos fueron reportadas en *Paraspidodera uncinata* (74%) y *Capillaria* spp. (34%) y menores frecuencias, se observaron en *Trichostrongylus axei* (6.1%) y *Trichuris* spp. (3.4%).

Diversos estudios en nuestro medio coinciden en señalar que la nematodiasis por *Paraspidodera uncinata* es la principal parasitosis helmíntica en cobayos de producción (García *et al.*, 2013; Sánchez, 2013, Suárez *et al.*, 2014; Vargas *et al.*, 2014; Becerra, 2015; Morales, 2017); así como en cobayos mascotas y de laboratorio de Sudamérica (Magalhães *et al.*, 2002; Casartelli *et al.*, 2007; Brasil, 2012; Arroyo y Padilla, 2013), Europa (Coman *et al.*, 2009; D'Ovidio *et al.*, 2014), Asia (Motamedi *et al.*, 2014) y África (Kouam *et al.*, 2015; Meutchieye *et al.*, 2017).

Si bien *Paraspidodera uncinata* es el helminto de mayor reporte en cuyes a nivel mundial y descrito en las familias Caviidae, Echimyidae, Cuniculidae, Octodontidae e Dasyproctidae (Vicente *et al.*, 1997); su efecto patológico en el hospedero es discutido. No existen estudios que describan la patogenicidad de este helminto, la mayoría de autores coinciden en señalar que es asintomático. Sin embargo Conder *et al.* (1989) en un hallazgo casual dentro de un experimento sobre cambios en la población de células en fluido broncoalveolar (BAL) en cobayos menores de 11 semanas, reportó eosinofilia en cobayos parasitados con esta especie y Coman *et al.* (2009) encontró en cortes histopatológicos de ciegos con este helminto, éctasis capilar en la submucosa, tiflitis hemorrágica y presencia de una formación nodosa localizada en el corion de la mucosa (posiblemente larva en la migración enteroparietal).

En ese sentido se debe mencionar que en cuyes de producción la frecuencia de *P. uncinata* es elevada (hasta 83%) (García *et al.*, 2013; Sánchez, 2013, Suárez *et al.*, 2014; Vargas *et al.*, 2014; Becerra, 2015; Morales, 2017), no obstante, cuyes utilizados como mascotas y de laboratorio, no supera el 40% (Magalhães *et al.*, 2002; Coman *et al.*, 2009; Motamedi *et al.*, 2014; D'Ovidio *et al.*, 2015; Meutchieye *et al.*, 2017), posiblemente debido al manejo sanitario, menor población, alimentación exclusiva con concentrado,

bebida de agua filtrada y tratamiento de camas que en conjunto demuestran ser relativamente efectivos para el control de este helminto.

Se menciona que *Trichuris* spp. es el segundo helminto frecuente en nuestro medio (Chauca, 1997), sin embargo la frecuencia encontrada en el presente estudio fue baja (3.44%) al igual que en otros estudios (Aquino *et al.*, 2010; García *et al.*, 2013; Sánchez, 2013, Suarez *et al.*, 2014; Vargas *et al.*, 2014; Becerra, 2015; Morales, 2017), a pesar de ello se debe tener presente el efecto patológico; al penetrar el extremo anterior del parásito en la mucosa del ciego y colon, rompiendo capilares y generando diarreas mucosanguinolentas en animales jóvenes con cargas elevadas (Cordero del Campillo, 1999; Quiroz, 2010). No se pudo identificar la especie, debido a que todos los especímenes encontrados eran hembras, sin embargo se podría sospechar de *Trichuris gracilis* y *Trichuris leporis* especies reportada en la familia Caviidae (Rudolphi, 1819; Zaldivar, 1991; Dittmar *et al.*, 2002).

Se encontró *Capillaria* spp. a nivel del intestino delgado con una frecuencia de 33.97%, porcentaje mayor a los reportados anteriormente en nuestro medio los que oscilaron de 3.51 a 25% (Aquino *et al.*, 2010; Padilla, 2012; García *et al.*, 2013; Sánchez, 2013, Vargas *et al.*, 2014; Becerra, 2015) sin haberse identificado la especie. Si bien la frecuencia encontrada es alta, la literatura lo describe como una especie no patógena, por lo cual no generaría pérdidas; incluso si las cargas fueran elevadas (Soulsby, 1987; Quiroz, 2010); sin embargo, dentro de éste género, se encuentra *Capillaria hepatica*, helminto con potencial zoonótico y agente causante de la capilariasis (calodiasis) hepática que genera inflamación crónica focal en hígado y reportada en nuestro medio en *Cavia porcellus* y *Cavia aperea aperea* (Olorategui, 1960; Dittmar, 2002).

T. axei junto a *T. columbriformis* son las únicas especies dentro del género *Trichostrongylus* que se han reportado en cuyes y demás roedores del género *Cavia*, además ambas especies son zoonóticas, lo cual constituye un riesgo potencial para los productores. En el presente trabajo solo se encontraron espécimen de *T. axei* a nivel de

estómago, con una frecuencia de 6.11%. Otros autores reportan frecuencias variables entre 4.8 a 54% (Ruiz, 1961; Verán 1971) sin embargo, estos trabajos se realizaron en cuyes de crianza familiar, donde están más expuestas a la infección debido a la precarias condiciones sanitarias que manejan este tipo de criadores. Si bien *Trichostrongylus* spp, es considerado asintomático, la presencia de cargas elevadas en rumiantes pueden producir diarreas acuosas que debilitan al animal (Bowman, 2014).

En referencia a los trematodos (*Pseudoquineserialis caviae* y *Taxorchis caviae*), no se encontraron especímenes parasitando el intestino delgado e intestino grueso de los cuyes evaluados, aunque se ha reportado en cuyes silvestres (*Cavia aperea aperea*) en Brasil (Kawazoe *et al.*, 1981; Pereira, 2006), debido posiblemente a que las condiciones climáticas de la zona evaluada que no permiten el desarrollo de sus hospederos intermediarios. Sin embargo mediante el método de Dennis Modificado se encontró huevos de *Fasciola hepatica* (0.76%), sin encontrarse estadios juveniles ni adultos, al no haberse evaluado los hígados. La Frecuencia de huevos de *Fasciola hepatica* encontrada en el estudio fue baja a pesar de que se realizó durante la época de lluvia y en una zona mesoendémica para poligástricos (Valderrama, 2016) e hiperendémica para humanos (Marcos *et al.*, 2004), debido a que el método de diagnóstico no sería el más adecuado en cuyes por el corto periodo de vida comercial (aprox. 3 meses) que se encuentra muy cercano al periodo prepatente de este trematodo, lo cual podría generar múltiples falsos negativos, al no poder detectar posibles formas juveniles de *F. hepatica* en migración y usado básicamente para detectar casos crónicos.

No se evidencio la presencia de cestodos adultos ni formas larvarias (metacestodos), sin embargo, se ha reportado *Monoecocestus parvitesticulatus* (Anoplocephalidae) en roedores del género *Cavia* (*Cavia aperea*, *Cavia porcellus*, *Cavia tschudii*) en Brasil y Perú (Magalhães *et al.*, 2002; Pereira, 2006; Quispe *et al.*, 2009). Por otro lado en nuestro medio se ha reportado *Cysticercus tenuicollis* y Quiste hidatídico (INIA y CIID, 1991) en cuyes de crianza familiar.

No existen estudios que correlacionen la carga parasitaria de helmintos en cuyes de producción, como se encuentra documentado en bovinos y ovinos (parasitismo leve, moderado y alto). Las mayores cargas observadas en el estudio (cuadro 6) fueron para *P. uncinata* con 23.5 parásitos adultos en promedio; siendo mayor a lo reportado por García *et al.*, 2013 (13.7) y Sánchez, 2013 (10.9). Sin embargo, los animales evaluados se hallaban aparentemente sanos y con buen estado de carnes, a pesar que el rango máximo de las especies mencionadas fue de 205 especímenes adultos; pudiéndose inferir que para evidenciar signos visibles, la carga en los animales debería ser más alta a la reportada o se debería presentar en asociación con otros agentes patógenos.

En relación a *Capillaria*, se estimó una carga promedio de 8.7, valor inferior a lo señalado por García *et al.*, 2013 (22.8) y superior a lo reportado por Sánchez, 2013 (0.87). Diversos autores señalan que la Capilariosis es inespecífica de hospedero y debido al pequeño calibre y tamaño del parásito cursaría con una infección probablemente inaparente (Read, 1949).

Se encontró tipos de parasitismo en los cuyes evaluados, siendo el monoparasitismo (50.38%) mayor con respecto al biparasitismo (30.15%) y triparasitismo (1.91%), (Cuadro 7). Además el tipo con mayor frecuencia en el monoparasitismo fue *P. uncinata* (43.51) y en el biparasitismo, *P. uncinata* + *Capillaria* spp. (25.57%). Estos resultados son similares a los encontrados en nuestro medio por García *et al.* (2013) y Sánchez (2013).

Asimismo, se evaluaron heces provenientes del recto de los tractos gastrointestinales mediante técnicas coprológicas de Flotación con solución sobresaturada de azúcar (Sheather) y método de Dennis modificado (Cuadro 8), encontrando prevalencias de $34.76 \pm 6.1\%$ y $30.15 \pm 5.75\%$ respectivamente, evidenciando su baja sensibilidad con respecto al recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* (82,82%), debido a que este último evalúa el número total de parásitos por género y especie, y se considera el *gold estándar*. Estos resultados para ambas técnicas son similares al reportado por

Sánchez (2013) pero mucho menores a los reportados por Suárez *et al.* (2014), Vargas *et al.* (2014) y Becerra (2017) probablemente debido a que estos últimos autores utilizaron como unidad experimental la poza, donde hay una mayor probabilidad de encontrar resultados positivos debido a la alta densidad de animales a diferencia del presente trabajo donde se utilizó como unidad de evaluación un individuo.

En la evaluación de los parámetros de validación de las técnicas coprológicas; la sensibilidad encontrada para ambos exámenes fue inferior al 40% (Cuadro 10), indicándonos una baja probabilidad de encontrar cuyes realmente parasitados. Este resultado se puede deber a factores como la cantidad de materia fecal procesada (Conceição *et al.*, 2002), intermitencia en la eliminación de huevos, densidad de la solución flotadora (Hinaidy *et al.*, 1988), capacidad biótica de las especies parasitarias, detección indirecta de estadios maduros y prolificidad de los helmintos. Por otro lado la especificidad fue mayor al 85%, indicando la probabilidad que un cuy sin helmintos resulte negativo a las pruebas, dando mayor confianza sobre los resultados.

Con respecto al índice Kappa, se encontró que ambas pruebas coprológicas tienen un grado de asociación ligero con respecto al *Gold standar* y son irremplazable; con lo que queda demostrado que las técnicas coprológicas no serian muy útiles para el diagnóstico de la helmintiasis gastrointestinal en cuy, al no reflejar la verdadera condición parasitaria de los animales en estudio (Cuadro 9).

En la mayoría de cavicultores de la zona en estudio, el enfoque sanitario sobre parásitos es orientado principalmente al control *Fasciola hepatica*, utilizando antiparasitarios como el triclabendazol y plantas como hojas de alcachofa, que si bien tienen cierto efecto sobre este parásito, no tiene ninguna acción sobre nematodos. Por otro lado se considera que en otros animales de producción, como rumiantes, las mayores pérdidas económicas, la genera la gastroenteritis verminosa y se encuentra alrededor de 11 millones de dólares anuales, (Rojas, 2004). Por lo cual es necesario realizar estudios complementarios para poder establecer los efectos de la helmintiasis gastrointestinal sobre los parámetros productivos y reproductivos en cuyes y en base a eso implementar

programas de control sanitario y desparasitación de ser necesario; ya que a pesar de pasar inadvertidos al ser asintomáticos generan pérdidas económicas no cuantificables.

VI. CONCLUSIONES

- Se encontró una alta prevalencia de helmintiasis gastrointestinal ($82.8 \pm 4.6\%$) en cuyes de crianza familiar-comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. Se identificaron las especies: *Paraspidodera uncinata* 74%, *Capillaria* spp. 34%, *Trichostrongylus axei* 6.1% y *Trichuris* spp. 3.4%.
- El número promedio de parásitos en los tractos gastrointestinales fue 24.7. Hallándose *Paraspidodera uncinata*, *Capillaria* spp., *Trichostrongylus axei* y *Trichuris* spp. con promedios de 23.5, 8.7, 1.2 y 1.2 respectivamente.
- Se identificaron las siguientes asociaciones: monoparasitismo (50.4%) biparasitismo (30.2%) y triparasitismo (1.9%).
- El grado de concordancia entre las técnicas de Flotación y Dennis modificado vs Recuento diferencial de parásitos al examen *post mortem* fue pobre (0.13 y 0.19) respectivamente.
- La sensibilidad de las Técnicas de flotación de Sheather y Dennis Modificado fue 39.6 y 29.5% respectivamente; mientras que la especificidad, 89.9 y 93.3% respectivamente

VII.RECOMENDACIONES

- Establecer parámetros sobre el nivel de carga parasitaria en cuyes, necesarios en los planes de desparasitación de animales de producción.
- Realizar estudios con respecto al verdadero impacto económico de la nematodiasis gastrointestinal en la producción cavícola de nuestro país.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICA

1. Almeida KS. 2004. Helminthos parasitos de mocós (*Kerodon rupestris* Wied, 1820), de vida livre e de cativo, criados no semi-árido nordestino. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo. 41p.
2. Anderson RC. 2000. Nematode parasites of vertebrates (2nd edition): their development and transmission. J S.Afr.vet.Ass. 71(4): 232–239
3. Aquino M, Chávez A, Morales S. 2010. Endoparasitosis gastrointestinal en cobayos (*Cavia porcellus*) del distrito de San Marcos, Huaraz. XXII Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias, Lima - Perú. 1 - 4 setiembre. 478p.
4. Arroyo C, Padilla E. 2013. Determinación de la fauna helmíntica en cuyes en el Cantón Antonio Ante, provincia de Imbabura y propuesta de un cronograma de desparasitación. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Quito: Univ. Central del Ecuador. 53p.
5. Avilés D, Martínez M, Landi V, Delgado J. 2014. El cuy (*Cavia porcellus*): un recurso andino de interés agroalimentario The guinea pig (*Cavia porcellus*): An Andean resource of interest as an agricultural food source. Animal Genetic Resources, 55: 87-91.
6. Baker DG, Flynn RJ, 2007. Flynn's Parasites of Laboratory Animals. 2da ed. Ed. Blackwell: 813 p.
7. Barriga O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Santiago: Ed. Germinal. 334p.
8. Barthold SW, Griffey SM, Percy DH. 2016. Pathology of laboratory rodents and rabbits. 3ª ed. Oxford: Blackweel Publishing. 371p.
9. Becerra F. 2015.Frecuencia de parásitos gastrointestinales en las unidades productivas de cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza intensiva en el distrito de

Moquegua. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario y Zootecnista. Lima. 60 p.

10. Beltrán M, Casanova R, Náquira C. 2003. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Lima: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud. 91p
11. Botero D, Restrepo M. 2006. Parasitosis humanas. 4° ed. Colombia:CIB. 506 p.
12. Bowman DD. 2014. Georgis Parasitología para veterinarios. 10ma ed. Madrid: Ed El Sevier. 449p.
13. Brasil V. 2012. Endo and ectoparasites in conventionally maintained rodents laboratory animals. J Surg Cl Res. 3 (1):27-40
14. Burgos-Paz W, Ceron-Muñoz M, Solarte-Portilla C. 2011, Genetic diversity and population structure of the Guinea pig (*Cavia porcellus*, Rodentia, caviidae) in Colombia. Genet Mol Biol. 34 (4): 711-718.
15. Bustamante LJ, Bustamante VJ. 2009. Producción y enfermedades de cuyes. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria, Univ Nacional Mayor de San Marcos. 237 p.
16. Cabrera A. 1953. Los roedores de la Familia Caviidae. Ministerio de Educación. Facultad de Agronomía y Veterinaria, Universidad de Buenos Aires. Escuela de Veterinaria. Buenos Aires, Argentina. 16p
17. Cafrune MM, Aguirre DH, Rickard LG. 1999. Recovery of *Trichuris tenuis* Chandler, 1930, from camelids (*Lama glama* and *Vicugna vicugna*) in Argentina. Journal of Parasitology 85: 961-962.
18. Casartelli L, Apolinário CC, Da Silva S, Reis SE, Caldas R. 2007. Endoparasitos em cobaias (*Cavia porcellus*) (Mammalia, Rodentia, Caviidae) provenientes de biotérios de criação e experimentação do município do Rio de Janeiro, Brasil. Ciência Rural, V.37 (5): 7-8.
19. Chauca FL, Zaldívar AM. 1985. Investigaciones realizadas en nutrición selección y mejoramiento de cuyes en el Perú. INIPA. 30p
20. Chauca L. 1994. Crianza de cuyes: rol socio-económico y avances de investigación. Agroenfoque. 9(65):33-35.
21. Chauca L. 1995. Sistemas de producción de cuyes. En: Serie Guía Didáctica: Crianza de cuyes. INIA. Lima. Perú. p.77-85

22. Chauca L. 1997. Producción de cuyes (*Cavia porcellus*). Estudio FAO producción y sanidad animal 138. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Roma. 77p.
23. Chauca L. 2003. Cuyes: evaluación productiva de crianzas familiarcomercial, resultados de investigación participativa. *Agroenfoque*. 18(136):65-69.
24. Chauca L. 2018. Situación de la caviicultura en el Perú. En: V Congreso nacional del Cuy. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria UNMSM.
25. Chávez S. 2013. Tecnologías de producción y comercialización de carne de cuy procesada para el mercado nacional y de exportación. Junin: Procuynaka [Internet]. Disponible en: <http://separ.org.pe/wpcontent/uploads/2014/07/PROCUY-WANKA.pdf>
26. Coman S, Băcescu B, Coman T, Petrut T, Coman C, Vlase E. 2009. Aspects of the parasitary infestations of guinea pigs reared in intensive system. *Rev Sci Parasitol* 10 (1 –2): 97–100
27. Conceição M, Durão R, Costa I, Correia da Costa J, 2002. Evaluation of a simple sedimentation method (modified McMaster) for diagnosis of bovines fasciolosis. *Vet Parasitol* 105: 337-343
28. Conder G, Richards I, Jen L, Marbury K, Oostveen J. 1989. Bronchoalveolar eosinophilia in guinea pigs harboring unapparent infection of *Paraspidodera uncinata*. *J Parasitol* 75: 144-146.
29. Cordero del Campillo, Rojo F.A, 1999. Parasitología veterinaria. Madrid: Mc Graw-Hill.968p.
30. Correa S, Martínez YL, López JL, Velásquez LE. 2016. Evaluación de la técnica modificada de Dennis para el diagnostico de fasciolosis bovina. *Biomédica*.36. (Supl.1): 64-8
31. D'Ovidio D, Noviello E, Ianniello D, Cringoli G Rinaldi L. 2015. Survey of endoparasites in pet guinea pigs in Italy. Short Communication. *Parasitol Res*: 1-3. DOI: 10.1007/s00436-014-4289-7.
32. Da Silva AG, Gallas M, Fraga E, Périco E. 2015. *Paraspidodera uncinata* (Nematoda, Lauroiinae) como parasita de *Cavia magna* e *Cavia aperea* (Rodentia, Caviidae) no Sul do Brasil. *Revista Biotemas* 28(2): 97-102.
33. Daniel W. 2007. Bioestadística. Base para el análisis de las Ciencias de la Salud. 4a ed. México: LIMUSA S.A. 924 p.
34. Dean P, Stephen B, 2007. Pathology of Laboratory Rodents and Rabbits. 3ra ed. Massachusetts: Blackwell. 325p.

35. Dittmar K. 2002. Arthropod and Helminth Parasites of the Wild Guinea Pig, *Cavia aperea*, from the Andes and the Cordillera in Peru, South America. J. Parasitol., 88(2): 409–411.
36. Dunnum J, Salazar J. 2010. Molecular systematics, taxonomy and biogeography of the genus *Cavia* (Rodentia:Caviidae). Blackwell Verlag GmbH. 13p
37. Eliazian M, Shahlapour A, Tamiji Y. 1975. Control of *Paraspidodera uncinata* in guinea-pigs with levamisole. Laboratory Animals (9): 381-382.
38. Florián A. 2004. Sanidad en cuyes: Prevalencia de Nemátodos. Cajamarca: UTAE-INIA. 60 P.
39. Fox JG, Anderson LC, Otto GH, Pritchett-Corning K, Whary M. 2015. Laboratory animal medicine. 3ª ed. London: ELSEvier. 1703p.
40. Franz R, Kreuzer M, Hummel J, Hatt JM, Clauss M. 2011. Intake, selection, digesta retention, digestion and gut fill of two coprophageous species, rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) and guinea pigs (*Cavia porcellus*), on a hay-only diet. Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition, 95(5), 564-570.
41. Gade DW. 1967: The Guinea Pig in Andean Culture. *The Geographical Review* 57: 213-224.
42. Gállego, 2007. Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés Sanitario. Barcelona: Universidad de Barcelona. 517p.
43. García C, Chávez A, Pinedo R, Suárez F. 2013. Helminthiasis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de granjas de crianza familiar-comercial en Ancash, Perú. Rev. Investig. Vet. Perú 24 (4): 473-479.
44. Gardner SL. 1991. Phyletic coevolution between subterranean rodents of genus *Ctenomys* (Rodentia: Hystricognathi) and nematodes of the genus *Paraspidodera* (Heterakoidea: Aspidoderidae) in the Neotropics: temporal and evolutionary implications. Zoological Journal of the Linnean Society 102. 169-201.
45. Gil V, 2007. Importancia del cuy y su competitividad en el mercado. Arch. Latinoam. Prod. Anim. 15 (Supl. 1): 216 – 217.
46. González A, Falcón N. 1999. Análisis de datos en Medicina Veterinaria. Lima: FMV. Púb Tec N° 49. p 49-57.
47. Hall MC. 1916. Nematodes parasites of the mammals of the orders Rodentia, Lagomorpha and Hyraeoidea. Proe. USo Nat. Mus.50: 25-80.

48. Harkness JE, Turner PV, Woude SV, Wheler C, 2010. Harkness and Wagner's Biology and Medicine of Rabbits and Rodents. 5ta ed. Iowa: Wiley-Blackwell. 472 p.
49. Hinaidy HK, Keferböck F, Pichler CH, Jahn J. 1988. Vergleichende koprologische Untersuchungen beim Rind. J. Vet. Med. B 35: 557-569.
50. Huckinghaus F. 1961. Zur Nomenclatur und Abstammung des Hausmeerschweinchens. Instituto de la Ciencia de animales domésticos de la Universidad Christian-Albrechts, Kiel, Alemania, 26(2): 65-128.
51. [INIA] Instituto Nacional de Investigación Agraria. [CIID] Centro internacional de Investigación para el desarrollo. 1991. Proyectos Sistemas de Producción de cuyes Lima: Instituto de Investigación Agraria. 97p.
52. Jimenez-Ruiz FA, Gardner SL. 2003. Aspidoderid nematodes from Bolivian armadillos, with the description of a new species of *Lauroia* (Heterakoidea: Aspidoderidae). Journal of Parasitology 89. 978-983.
53. Karl GH, Peernel Z. 2008. Krankheiten der Heimtiere. Stadtoldendorf: Schlütersche Verlag GmbH & Co. KG. 1018p
54. Kawazoe U, Da Silva N, De Toledo P. 1981. *Taxorxhis caviae* sp. N. (Trematoda, Paramphistomidae), parasito intestinal de *Cavia aperea* *aperea* Exrleben, 1777 (Rodentia, Caviidae). Men Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro. 76(1): 1-13.
55. Keeble E, Meredith A. 2009. BSAVA Manual of Rodents and Ferrets. India: BSAVA. 359p
56. Kouam MK, Meutchieye F, Nguafack FT, Miegoué E, Tchoumboué J. Theodoropoulos G. 2015. Parasitic fauna of domestic caviaries in the western highlands of Cameroon (Central Africa). BMC Veterinary Research 11: 288. DOI 10.1186/s12917-015-0605-4
57. Krüger C. P. 2006. Artrópodes e helmintos parasitos de *Cavia aperea* Exerleben, 1777 (Rodentia: Caviidae) no sul do Brasil. Dissertação (Mestrado em Parasitologia) – Universidade Federal de Pelotas, Pelotas. 61p
58. Leguía G, Casas E. 1999, Enfermedades parasitarias y Atlas Parasitológico de Camélidos Sudamericanos. Lima: De Mar. Lima- Perú. 190 p.
59. Magalhães R, Corrêa D, Muniz-Pereira L, Noronha D. 2002. Helminths of the guinea pig, *Cavia porcellus* (Linnaeus), in Brazil. Revta bras. Zool. 19 (Supl. 1): 261 – 269.

60. Marcos LA, Maco V, Tarashima A, Samalvides F, Mirando E, Tantalean M, Espinoza JR, Gotuzzo. 2004. Hiperendemicidad de Fasciolosis humana en el Valle del Mantaro, Perú: Factores de riesgo de la infección por *Fasciola hepatica*. REV. GASTROENTEROL.PERÚ. 24: 158-164.
61. Mehlhorn H. 2016a. Animal Parasites Diagnosis, treatment, prevention. 7ª ed. Germany: Springer. 730 p. DOI 10.1007/978-3-319-46403-9
62. Mehlhorn H. 2016b. Encyclopedia of Parasitology. 4ª ed. Germany:Springer. 3096p. DOI 10.1007/978-3-662-43978-4
63. Meutchieye F, Kouam MK, Miegoué E, Nguafack TT, Tchoumboué J, Téguia A, Théodoropoulos G. 2017. A survey for potentially zoonotic gastrointestinal parasites in domestic cavies in Cameroon (Central Africa). BMC Veterinary Research 13:196. DOI 10.1186/s12917-017-1096-2
64. [MINAGRI] Ministerio de Agricultura y Riego. 2017. [Internet]. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/objetivos/40-sector-agrario/situacion-de-lasactividades-de-crianza-y-produccion/300-cuyes>
65. Morales S. 2013. Sanidad en Sistemas de Crianza Comercial de Cuyes. XXXVI Reunión Científica Anual de la Asociación de Producción Animal: 38-44
66. Morales S. 2017. Patógenos bacterianos y parasitarios más frecuentes en cuyes de crianza familiar - comercial en tres distritos de la Provincia de Bolognesi, Departamento de Ancash en época de seca. Tesis de Magister. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 80p.
67. Motamedi G, Moharami M, Paykari H, Eslampanah M, Omraninava A. 2014. A Survey on the Gastrointestinal Parasites of Rabbit and Guinea Pig in a Laboratory Animal House. Archives of Razi Institute. 69 (1): 77-81
68. Olortegui MR. 1961. Contribución al estudio de los parasitos gastrointestinales de *Cavia cobaya* en la provincia de Lima. Tesis de Maestria. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 35p.
69. Padilla M. 2012. Incidencia de Helminto Gastrointestinales en cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna, 2011. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Tacna: Univ. Nac. Jorge Basadre Grohmann. 71p
70. Pereira C. 2006. Artrópodos e Helmintos parasitos de *Cavia aperea* Exerleben, 1777 (Rodentia: Caviidae) no sul do Brasil. Tesis de Maestria. Pelotas: Universidade Federal de Pelotas. 77p

71. Pinto RM, Gomes DC, Muniz-Pereira LC, Noronha D. 2002. Helminths of the guinea pig, *Cavia porcellus* (Linnaeus), in Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* 19: (Suppt.1): 261–269
72. Pinto RM; Kohn A; Fernandes BM; Mello DA. 1982. Nematodes of rodents in Brazil, with description of *Aspidodera vicentein* sp. *Systematic Parasitology*, Dordrecht. V 4. 263-267
73. Pinto, RM, Zúñiga H, Torres O. 2001. Estudio sistemático del género *Cavia* Pallas, 1766 (Rodentia: Caviidae) en Colombia. Revisión del registro arqueológico Colombiano. Instituto de Ciencia Naturales, Universidad Nacional de Colombia – Fundación para la investigación y la tecnología Banco de la Republica. División de Investigación sede Bogotá, Universidad Nacional de Colombia. 212p
74. Pulgar J. 1952. *El curí o cuy*. Ministerio de Agricultura, Bogotá, Colombia. 40p
75. Quesenberry K, Carpenter J. 2012. Ferrets, rabbits, and rodents clinical Medicine and Surgery. 3a ed. United States of America: ELSEIVER. 600p
76. Quiroz H, 2010. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México. Ed. Limusa: 876p.
77. Quispe M, Tantaleán V, Angulo J, Casas G, Serrano E. 2011. Helminth in *Cavia tschudii* (Rodentia, Caviidae) of Cusco, Peru. *Peru J Parasitol*, 19(2): 68-72.
78. Ramírez, A. 1972. Estudio bacteriológico y epidemiológico de un brote infeccioso en cobayos. Tesis de Médico veterinario, Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 62 p.
79. Read C. 1949. Studies on north american helminths of the genus *capillaria* zeder, 1800 (nematoda): iii. Capillarids from the lower digestive tract of north american birds. *The Journal of Parasitology*, Vol. 35, No. 3: 240-249.
80. Ribeiro BP, Müller G, Costa PR, Wiegand MM. 1985. *Paraspidodera uncinata* (Rud, 1819) Travassos, 1914 em *Cavia porcellus* no município do Capão do Leão, Rio Grande do Sul, Brasil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, Belo Horizonte. V 37(4). 377-379
81. Richardson V. 2003. Rabbits: Health, Husbandry and Diseases. Berlin: Blackwell Science. 186p
82. Rofes J, Wheeler J. 2003. Sacrificio de cuyes en los Andes: el caso de El Yaral y una revisión biológica, arqueológica y etnológica de la especie *Cavia porcellus*. *Archeofauna* 12: 29-45

83. Roger S. 2007. Image archive. Freshwaterlife. [Internet], [17 setiembre 2018]. Disponible en: http://www.freshwaterlife.org/imagearchive/main.php?g2_itemId=3808
84. Rojas CM. 1993. Parasitismo de los Rumiantes domésticos. Terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. Lima: Ed. Maijosa. 383 p.
85. Rojas M. 2004. Parasitismo de los Rumiantes Domésticos. 2 a ed. Lima: Martegraf. 146p.
86. Rossin M, Timi J, Malizia A. 2004. Redescription and new host record of *Paraspidodera uncinata* (Rudolphi, 1819) (Nematoda, Aspidoderidae) from the South American subterranean rodent *Ctenomys talarum* (Rodentia, Octodontidae). *Acta Parasitologica*. 49(4): 325-331
87. Rudolphi CA. 1819. Entozoorum synopsis cui accedunt mantissa duplex et indices locupletissimi. Berolini. 661p.
88. Ruíz M. 1961. Contribución al estudio de los parásitos Gastrointestinales de *Cavia cobaya* en la provincia de Lima. Tesis de Bach. Médico Veterinario. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 37 p.
89. Sánchez J. 2013. Estimación del parasitismo gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de la ciudad de Huancayo departamento de Junín. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario. Lima. Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 68 p.
90. Sánchez L, Sáez G. 2012. Aportes al conocimiento de parásitos del género *Cavia* en el Perú. *The Biologist* (Lima), 2012, vol. 10 (2), jul-dic, Suplemento Especial 2: 118-119.
91. Serrano FJ, Frontera EM, Gómez LC, Habela MA, Pérez JE, Reina D. 2010. Manual Práctico de Medicina Veterinaria. España: Universidad de Extremadura. 166p
92. Shomer NH, Holcombe H, Harkness JE. 2015. Biology and Diseases of Guinea Pigs. En: Fox JG, Anderson LC, Otto GM. *LABORATORY ANIMAL MEDICINE*. 3ª ed. India: ElSeiver. p 247-283
93. Simões R, Gentile R, Rademaker V, D'andrea P, Herrera H; Freitas T, Lanfredi R, Maldonado JR. 2010. Variation in the helminth community structure of *Thrichomys pachyurus* (Rodentia: Echimyidae) in two sub-regions of the Brazilian Pantanal: the effects of land use and seasonality *Journal of Helminthology*. London, V 84(3). 266-275.

94. Skrjabin KI, Shikhobalova NP, Orlov IV. 1970. Trichocephalide and capillariidae of animals and man and the diseases caused by them. Jerusalem: Israel Program for scientific Translation. 599p
95. Soulsby E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 7ma ed. México: Interamericana. 823 p.
96. Suarez A, Morales S, Villacaqui E. 2014. Estudio de la parasitosis gastrointestinal en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza intensiva de la provincia de Concepción, Junín. Científica. 11 (1): 17 – 29.
97. Suckow MA, Stevens KA, Wilson RP. 2012. The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents. United States of America: ElSiever. 1268p
98. Sutton CA. 1976. Contribución al conocimiento de la fauna parasitaria Argentina III. Endoparásitos de *Cavia aperea pampearum* Thomas. Neotrópica. 22. 33-40.
99. Taylor MA, Coop RL, Wall R.L, 2016. Veterinary Parasitology. 3ra ed. España: Ed Blackwell Publising. 600p.
100. Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn A.M, Jennings F.W, 2001. Parasitología veterinaria. 2da ed. Zaragoza. Ed. Acribia: 355p.
101. Valderrama AA. 2016. Prevalencia de fascioliasis en animales poligasticos de Peru, 1985-2015. Rev Med Vet (32): 121-129.
102. Valdivia K. 2011. Influencia de los sistemas de crianza en el parasitismo gastrointestinal de cuyes (*cavia porcellus*) del distrito de Moquegua, 2010. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Tacna: Univ. Nac. Jorge Basadre Grohmann. 75p.
103. Vargas M, Chávez A, Pinedo R, Morales S, Suarez F. 2014. Parasitismo gastrointestinal en dos épocas del año en cuyes (*Cavia porcellus*) de Oxapampa, Pasco. Rev Inv Vet Perú, 25 (2): 276 – 283
104. Verán E. 1971. Contribución al estudio de endoparásitos de *Cavia cobaya* (cuy) en el Valle del Mantaro. Tesis de Ing. Zootecnista. Huancayo: Univ. Nac. Centro del Perú. 48 p.
105. Vicente J, Rodrigues H, Gomes D, Pinto R. 1997. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. Revista Brasileira de Zoologia. 14 (Suppl.1): 1-452.
106. Vilchez FN. 1988. *Fasciola hepatica* en cuyes (*Cavia porcellus*) procedentes de la zona rural de Cajamarca. Tesis de Maestria. Cajamarca: Univ. Nac. de Cajamarca. 72 p.

107. Wagner JE, Manning PJ. 1976. *The biology of the guinea pig*. Londres. Academic Press. 79-98 p.
108. Wing E. 1986. Domestication of Andean mammals. En High altitude tropical biogeography Vuilleumier F & M. Monaterior (Eds.). Oxford: Oxford University, Oxford, Reino Unido. 246-264p.
109. Zaldívar, A.M., *et al.* 1990. Informe final Proyecto Sistemas de producción de cuyes en el Perú FASE 1. INIA-CIID. 96p
110. Zevallos D. 2001. El Cuy su Cría y Explotación. 1a ed. Lima. Ediciones Enrique Capelleti. 190 p.

VIII. APENDICE

FICHA DE REGISTRO			
COBAYO (CÓDIGO)		LÍNEA:	PESO:
RESPONSABLE:			
GALPON: _____			
ANEXO: _____			
DUEÑO:		Fecha de muestreo:	_____
		Fecha de disección:	_____
DATOS DEL COBAYO			
SEXO:		EDAD:	
• HEMBRA <input type="checkbox"/>		• DESCARTE <input type="checkbox"/>	
• MACHO <input type="checkbox"/>		• RECRÍA <input type="checkbox"/>	
		• REPRODUCTOR <input type="checkbox"/>	
EXAMEN EXTERNO	ECTOPARÁSITOS VISIBLES:		
	Ácaros <input type="checkbox"/> Pulgas <input type="checkbox"/> Otro _____		
	ESTADO NUTRICIONAL:		
	1 <input type="checkbox"/>	2 <input type="checkbox"/>	3 <input type="checkbox"/> 4 <input type="checkbox"/> 5 <input type="checkbox"/>
	MUCOSAS:		
	Pálidas <input type="checkbox"/>	Ictéricas <input type="checkbox"/>	Normales <input type="checkbox"/>

IDENTIFICACIÓN DE LESIONES EN LA PIEL – TOMA DE MUESTRAS

¿Presencia de lesiones compatibles con sarna? ☐ SI ☐ NO

SEÑALAR AREAS SEGÚN LA IMAGEN



VISTA DORSAL



VISTA VENTRAL



VISTA LATERAL DERECHA



VISTA LATERAL IZQUIERDA



VISTA FRONTAL

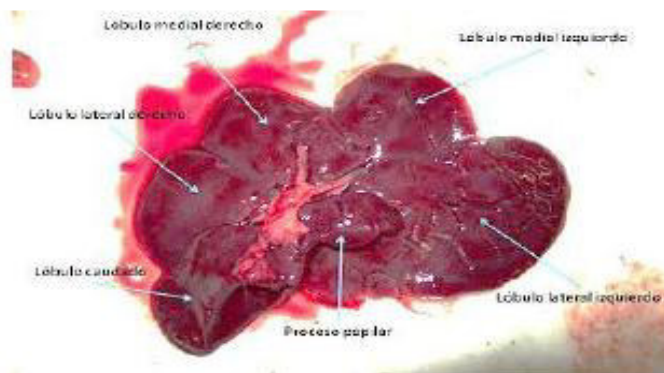
Figura A1: Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (Cara Anterior).

TÉCNICAS POR CUY

Técnica de raspado	SI	NO
Técnica de tricograma	SI	NO
Técnica de cinta adhesiva	SI	NO
Técnica de peine fino	SI	NO

EXAMEN INTERNO		
Cavidades	Torácica:	
	Abdominal:	
	Observaciones:	
Muestra de sangre	Tubo sin anticoagulante	
	Frotis	
	Suero	
Tejidos y órganos	OK	
Pulmón y Corazón		

HIGADO



Descripción macroscópica:

SE GUARDO MUESTRA PARA HISTOPATOLOGIA

SI ____ NO ____

Presencia de cestodos: Positivo (+) ____ Negativo (-) ____

Técnicas por cuy

Método de Flotación de hígado en solución Salina	SI	NO	
Método de Travassos	SI	NO	
Método de flotación Sheather	SI	NO	
Método de Sedimentación rápida de Lumbreras	SI	NO	
Método de ZN	Si	NO	

APARATO DIGESTIVO	Estómago:
	Intestino Delgado
	Intestino Grueso
	Observaciones:

Figura A2: Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (Cara Media).

INFORMACIÓN DEL AMBIENTE

PRESENCIA DE ANIMALES

SI ____ NO ____

¿CUÁLES? _____

ULTIMA DESPARASITACIÓN - PRODUCTO

ECTO _____

ENDO _____

TIPO DE ALIMENTACION

FORRAJE: SI ____ NO ____ ¿Dónde? _____

CONCENTRADO: SI ____ NO ____

INGREDIENTES _____

TIPO DE HECES _____

ESTADO

SANITARIO _____

Figura A3: Ficha de registro y colección de muestras en cuyes (Cara Posterior).

Figura A4: Endoparasitos Gastrointestinales de algunas especies del genero Cavia

	<i>Cavia porcellus</i>	<i>Cavia aperea aperea</i>	<i>Cavia tschudii</i>
Nematodos	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Capillaria hepática</i> (Olortegui, 1960) • <i>Capillaria spp.</i> (García <i>et al.</i>, 2013) • <i>Graphidium strigosum</i> (Kouam, 2015) • <i>Paraspidodera uncinata</i> (Porter, 1934; Pinto, 2002; Sanchez y Saez, 2012; García <i>et al.</i>, 2013; Motamedi <i>et al.</i>, 2013; D'Ovidio, 2014; Kouam, 2015) • <i>Passalurus ambiguus</i> (Motamedi <i>et al.</i>, 2013) • <i>Trichostrongylus axei</i> (Ruiz, 1961; Verán 1971) • <i>Trichostrongylus columbriformis</i> (Ruiz, 1961; Verán 1971; García <i>et al.</i>, 2013) • <i>Trichuris leporis</i> (Zaldivar, 1991; Sánchez y Saez, 2012) 	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Ackertia burgosi</i> (Pereira, 2006) • <i>Capillaria hepática</i> (Travassos, 1915; Gonzales, 1970; Dittmar, 2002) • <i>Graphidioides mazzai</i> (Lent 1935, Freitas, 1956, Dittmar, 2002) • <i>Graphidioides subterraneus</i> (Pereira 2006) • <i>Paraspidodera uncinata</i> (Porter, 1934; Dittmar, 2002; Pereira, 2006) • <i>Trichostrongylus sp</i> (Pereira, 2006) • <i>Trichuris gracilis</i> (Dittmar, 2002) • <i>Vianella travassosi</i> (Pereira, 2006) 	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Anchotheca bovis</i> (Quispe <i>et al.</i>, 2011). • <i>Graphidioides mazzai</i> (Quispe <i>et al.</i>, 2011) • <i>Paraspidodera uncinata</i> (Quispe <i>et al.</i>, 2011; Sánchez y Saen, 2012) • <i>Trichuris leporis</i> (Zaldivar 1991; Sánchez y Saez, 2012). • <i>Trichuris sp</i> (Quispe <i>et al.</i>, 2011)
Cestodos	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Monoecocestus parcitesticulatus</i> (Pinto, 2002), 	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Monoecocestus sp.</i> (Vilchez, 1988) 	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Monoecocestus parcitesticulatus</i> (Quispe <i>et al.</i>, 2011)
Trematodo	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Fasciola hepatica</i> (Vilchez, 1988) 	<ul style="list-style-type: none"> • <i>Fasciola hepatica</i> (Dittmar, 2002) • <i>Pseudoquinqseriesialis caviae</i> (Pereira, 2006) • <i>Pseudohippocrepis suttonae</i> (Pereira, 2006) • <i>Taxorchis caviae</i> (Kawazoe <i>et al.</i>, 1981; Pereira, 2006) 	